

Les protozoaires parasites des hématies et du système histiocytaire des oiseaux

Essai de nomenclature

par J. P. BERSON

Institut d'Élevage et de Médecine vétérinaire des Pays tropicaux
(Centre de Recherche sur les trypanosomiasés animales
de Bounar — Rep. Centrafricaine —)

RÉSUMÉ

Faisant une revue des protozoaires qu'il est possible de rencontrer dans les hématies ou le système réticulé des oiseaux l'auteur étudie successivement :

Les Plasmodium, les Haemoproteus, les Leucocytozoon, les Toxoplasma et Aegyptianella ainsi que les parasites apparentés, enfin les Lankesterella.

Certains parasites sont décrits avec quelques détails, et à la fin de l'étude de chaque groupe une liste rassemble les protozoaires de validité douteuse en raison d'une synonymie possible ou du manque de précision quant à leur description originale.

Il donne également un index dans lequel il sera possible de trouver pour chaque oiseau les différents parasites signalés dans la littérature.

Quant à la nomenclature des auteurs ayant étudié ces mêmes parasites, elle fera prochainement l'objet d'une publication complémentaire.

INTRODUCTION

Le propos de l'auteur étant de faire une révision des espèces de parasites endo-cellulaires (intra-globules rouges, cellules endothéliales des organes profonds, cellules du système histiocytaire ou réticulo-endothélial) on ne trouvera donc pas une étude détaillée de chacun d'eux. En effet cette mise au point n'est nullement destinée à des spécialistes. Mais comme à l'heure actuelle il est difficile de se faire une idée générale sur les protozoaires endo-cellulaires d'oiseaux, étant donné la diversité, le nombre élevé des publications qui en font état, et bien souvent le grand âge des traités synoptiques, notre but a été avant tout de réaliser une mise au point de la nomenclature.

Parmi ces protozoaires il en existe au moins cinq groupes importants du point de vue didac-

tique, quant à leur intérêt en matière de pathologie il n'existe réellement que pour les Leucocytozooses, les Toxoplasmoses et l'Aegyptianellose ; à un degré moindre pour les Plasmodioses.

En ce qui concerne les *Leucocytozoon* on a examiné les espèces les plus fréquemment rencontrées et offrant le plus d'intérêt quant à leur incidence en matière de pathologie ; les parasites de moindre intérêt ou même contestables sont placés, comme à la suite de l'étude de chaque genre d'ailleurs, dans une liste intitulée : « Protozoaires de validité douteuse ou tombés en synonymie », ce qui est le cas pour beaucoup d'entre eux mais pas pour tous. Par exemple les *Leucocytozoon bonasae*, *danilewskyi* et *fringillinarum* existent bien réellement de même que les *Haemoproteus danilewskyi* ou *oryzivorae*, mais on comprendra

que nous ayons dû nous limiter et que certains parasites n'aient été que cités alors qu'en d'autres circonstances ils auraient sans doute mérité un développement plus important.

Le but recherché est essentiellement d'attirer l'attention sur les différents parasites susceptibles d'être rencontrés au cours d'examen de frottis de sang ou d'organes d'oiseaux domestiques ou sauvages, dans les pays à climats tempérés comme dans les pays tropicaux. Un tableau d'identification très succinct en a d'ailleurs été donné en appendice.

Comme il paraissait prématuré d'entrer dans le détail des différents genres sans en avoir une idée d'ensemble, on a reconsidéré la classification des Sporozoaires (ou *Sporozoa*) qui constitue un des cinq sous-embranchements des Protozoaires et donné un tableau général.

Enfin en appendice l'iconographie au trait permettra de reconnaître quelques-uns des parasites signalés. Des schémas sur les éléments figurés du sang des oiseaux, avec des annotations pour les teintes après leur coloration au Giemsa, donneront à défaut de photographies polychromes une idée générale de l'hématologie et permettra éventuellement d'éviter des confusions entre les éléments normaux et des parasites.

PLASMODIUM

Marchiafava et Celli, 1885

Généralités

Synonymes : *Oscillaria* Laveran, 1881 ; *Haemaphysium* Metchnikoff, 1887 ; *Polimitus* Danilewsky, 1889 (*pro parte*) ; *Pseudovermiculi* Danilewsky, 1889 (*pro parte*) ; *Laverania* Feletti et Grassi, 1890 (*pro parte*) ; *Haemamaeba* Feletti et Grassi, 1890 (*pro parte*) ; *Proteosoma* Labbé, 1894 ; *Haltéridium* Labbé, 1894 et Lewkowicz, 1897 ; *Haematozoon* Welch, 1897 ; *Haemomenas* Ross, 1899 ; *Polychromatophilus* Dionis, 1899 ; *Cytosporum* Danilewsky, 1891.

Ce sont des protozoaires parasites, que l'on rencontre dans les globules rouges du sang circulant des oiseaux. Leur morphologie est essentiellement variable suivant l'espèce et l'âge du parasite mais critère constant, on trouve des granulations de « pigment » intracytoplasmiques,

ce sont les « grains d'hémozoïne » ou de « mélanine », dont la composition est voisine de celle de l'hématine.

Cycle parasitaire.

Les *plasmodium* sont transmis d'un oiseau à l'autre de la manière suivante : une femelle de moustique infectée prenant son repas sanguin sur un oiseau sain, introduit dans le sang de ce dernier des éléments parasitaires infectants, les sporozoïtes. Ceux-ci pénètrent dans les macrophages et les éléments lymphoïdes superficiels de la peau. En moins de deux jours une première division rapide aboutit à la formation d'une centaine de schizozoïtes qui entreprennent à leur tour une multiplication asexuée toujours en dehors des globules rouges. Cette multiplication qui a lieu dans les cellules des organes profonds (cellules endothéliales et réticulo-endothéliales) correspond au cycle dit « exoérythrocytaire »*. A la suite de cette multiplication les éléments parasitaires (cryptozoïtes)** pénètrent dans les hématies où on les trouve sous forme de corpuscules arrondis et vacuolaires qui se chargent de pigment en grossissant et prennent le nom de trophozoïtes.

En se divisant les trophozoïtes endoglobulaires aboutissent à la formation d'une masse parasitaire multinucléée : le schizonte.

Arrivé à maturité, le schizonte se fragmente en éléments cytoplasmiques fusiformes nucléés : les schizozoïtes (mérozoïtes). Leur nombre est un des caractères de diagnose d'espèce.

La période évolutive comprise entre les trophozoïtes infectant l'oiseau et le schizonte « gonflant » ses hématies est la schizogonie. Parallèlement au cycle endoglobulaire, les multiplications exoérythrocytaires peuvent se poursuivre.

La rupture du schizonte qui, par la libération de produits toxiques entraîne une poussée thermique, correspond à la libération dans le sang circulant de l'oiseau, des mérozoïtes qui réenvahissent d'autres globules rouges. Certains d'entre eux se transforment en éléments présexués et

(*) Chez l'homme la schizogonie exoérythrocytaire serait plus particulièrement hépatique.

(**) Avant l'envahissement des hématies, les cryptozoïtes peuvent se multiplier à leur tour et donner d'autres éléments parasitaires (métacryptozoïtes), ce sont eux qui sont à l'origine de la schizogonie érythrocytaire.

morphologiquement différenciés, les gamétocytes (gamontes), qui à partir d'un stade commun s'individualisent en microgamétocytes mâles et macrogamétocytes femelles. Suivant les espèces les gamétocytes peuvent éventuellement déformer la « cellule-hôte » et déplacer son noyau.

Le cycle peut s'arrêter là, sauf si une femelle de Diptère *Culicidae* absorbe ces éléments sexués qui après modification s'uniront pour former un œuf.

En effet dans l'estomac de l'insecte, le macrogamétocyte se charge de réserves et aboutit directement au macrogamète femelle. Le microgamétocyte après le phénomène dit de « l'exflagellation » se résoud en éléments filiformes, les microgamétocytes, en nombre réduit et variable.

Après la jonction des éléments sexués *, le zygote formé et d'abord immobile, migre bientôt à travers l'épithélium intestinal du moustique sous forme d'une masse allongée et mobile l'ookinète (oocynète). Il vient s'enkyster entre les cellules épithéliales et la basale, où on peut trouver plusieurs de ces kystes (20,30 ou davantage).

Le kyste se fragmente intérieurement en éléments cytoplasmiques nucléés effilés au nombre de plusieurs milliers qui après rupture de la membrane kystique sont libérés dans l'hémocèle de l'insecte, puis parviennent à ses glandes salivaires. Deux mois après la « Primo-infection » du moustique, les sporozoites conservent leur pouvoir infectant, en attendant leur transmission éventuelle à un nouvel hôte vertébré.

Chez le moustique la sporogonie dure une à trois semaines.

Différentes espèces de plasmodium reconnues comme valables

Plasmodium relictum. Grassi et Feletti, 1891.

Synonymes : *Pl. capistrani* Russel, 1932 ; *Pl. grassii* Labbé, 1894 ;

Pl. inconstans Hartman, 1927 ;

Pl. maior Raffaele, 1930 ;

Pl. passeris Johnston et Cleland, 1909 ; *Pl. praecox* Grassi et Feletti, 1890.

Cycle schizogonique de 12 à 36 heures, aboutissant à un schizonte avec 8 à 32 mérozoïtes.

Parasites de grande taille dont les gamétocytes sont ronds ou ovaïdes, ils peuvent envahir la presque totalité de la « cellule hôte » et la déformer en refoulant son noyau sur un côté, à un pôle, ou en dehors de globule lui-même.

Les gamétocytes contiennent de fines granulations pigmentaires dispersées, punctiformes ou en bâtonnets grêles chez les microgamétocytes. Dans les schizontes mûrs le pigment se rassemble habituellement en une seule masse. On peut rencontrer 2 à 3 schizontes par globule rouge.

Répartition géographique : Cosmopolite.

Hôtes vertébrés : Fortement pathogène pour le pigeon.

Plasmodium Vaughani. Novy McNeal, 1904.

Synonymes : *Pl. tenuis* Laveran et Marullaz, 1914.

Pl. tumbayensis Mazza et Fiora, 1930.

Cycle schizogonique de 26 heures (chez le canari), donnant naissance à un schizonte contenant 4 mérozoïtes en moyenne (de 4 à 8).

Parasite de petite taille, peu ou pas pathogène, tendant à envahir les globules rouges immatures.

Les gamétocytes sont allongés et ne déplacent pas le noyau de « la cellule-hôte ».

Les stades asexués contiennent 1 à 3 grains de pigment inégaux, dont le plus gros est réfringent.

Hôtes vertébrés : Nombreux passériformes.

Plasmodium cathemerium. Hartman, 1927.

Cycle schizogonique de 24 heures donnant un schizonte avec 6 à 24 mérozoïtes. Parasite de grande taille pouvant déplacer le noyau de la « cellule-hôte » ou même le rejeter à l'extérieur.

Gamétocytes sphériques contenant de nombreux grains de pigment en bâtonnets. Le pigment des trophozoïtes se présente sous l'aspect d'une masse amorphe homogène, ou éventuellement sous forme de quelques petites masses individuelles rapprochées.

Chez le microgamétocyte les grains de pigment sont plus longs et plus pointus que chez le macrogamétocyte. Dans les schizontes le pigment est rassemblé en une seule masse.

Répartition géographique : U. S. A., et sans doute cosmopolite

(*) C'est la fécondation.

Hôtes vertébrés : Très pathogène pour les canaris.

***Plasmodium rouxi*.** Sergent (Ed. & Et.) et Catanei, 1928.

Très petits parasites dont les schizontes renferment 4 mérozoïtes, entre lesquels se placent une masse pigmentaire. Les gamétocytes sont allongés et leur cytoplasme peut prendre une disposition en U en V. Les grains de pigment sont peu nombreux et de forme variée.

Les formes asexuées renferment deux grains de pigment inégaux. Le noyau de la « cellule-hôte » n'est jamais déplacé, et les parasites tendent à occuper une position polaire dans les globules rouges. On peut trouver plus d'un parasite par globule.

Répartition géographique : Afrique du nord.

Hôtes vertébrés : Pouvoir pathogène marqué pour le canari et d'autres passériformes.

***Plasmodium elongatum*.** Huff, 1930.

Cycle schizogonique de 24 heures aboutissant à un schizonte qui contient 8 à 12 mérozoïtes et une masse de pigment. Ces stades asexués sont d'ailleurs peu fréquents dans le sang périphérique, la schizogonie s'effectuant surtout dans les organes profonds. Les schizontes peuvent présenter des vacuoles.

Parasites volumineux modifiant le volume de la « cellule-hôte », déplaçant son noyau et tendant à prendre une position polaire. Les gamétocytes sont allongés et rarement arrondis, à la différence des formes asexuées ils ne déplacent pas le noyau du globule mais tendent à se placer parallèlement à celui-ci suivant le grand axe de la cellule. Leur pigment est souvent éparpillé sous forme de granulations arrondies, ce qui les distingue des formes asexuées dans lesquelles le pigment est absent ou rassemblé.

Répartition géographique : U. S. A.

Hôtes vertébrés : Nombreux passériformes.

***Plasmodium fallax*.** Schwetz, 1930.

Schizonte donnant naissance à 15 mérozoïtes en moyenne (12 à 18) et présentant de nombreuses vacuoles circulaires.

Parasites de grande taille, dont les gamétocytes sont allongés avec une forme générale en haltère comme les *Haemoproteus* et ne déplaçant pas

le noyau de la « cellule-hôte ». Les grains de pigment sont sphériques ou cylindriques.

Répartition géographique : Afrique (Isolé au Congo Belge).

Hôtes vertébrés : Strigiformes ; Galliformes ; Passériformes.

***Plasmodium circumflexum*.** Kikuth, 1931.

Cycle schizogonique donnant un schizonte à 19 mérozoïtes en moyenne (de 13 à 30). Grands parasites dont les gamétocytes et les schizontes tendent à encercler le noyau de la « cellule-hôte », sans toutefois le déplacer.

Les gamétocytes sont allongés.

Répartition géographique : Sans doute cosmopolite.

Hôtes vertébrés : Nombreux galliformes et passériformes.

***Plasmodium polare*.** Manwell, 1934.

Cycle asexué donnant un schizonte contenant 8 à 11 mérozoïtes. Parasites de grande taille pouvant déplacer légèrement le noyau de la « cellule-hôte », mais peu nombreux dans le sang périphérique. Les éléments asexués tendent à prendre une position polaire dans le globule, mais sans entourer son noyau.

Répartition géographique : U. S. A. ; Asie.

Hôte vertébré : Isolé chez une hirondelle (passériforme).

***Plasmodium gallinaceum*.** Brumpt, 1935.

Cycle schizogonique de 36 heures aboutissant à un schizonte qui contient 8 à 32 mérozoïtes.

Parasites de grande taille déplaçant peu le noyau de la « cellule-hôte ».

Gamétocytes ovoïdes. Pigment réparti en gros grains peu nombreux.

Répartition géographique : Asie du sud, Indonésie, Ceylan, Java, Sumatra, Célèbes, Egypte.

Hôtes vertébrés : Galliformes.

Remarque : Canaris, canards, et pintades sont réfractaires à cette infection.

***Plasmodium nucleophilum*.** Manwell, 1934.

Cycle schizogonique de 24 heures. Schizonte contenant de 4 à 9 mérozoïtes.

Les gamétocytes sont allongés, les plus volumineux étant étroitement collés au noyau de la « cellule-hôte ».

Les schizontes sont rares dans le sang périphérique.

Répartition géographique : U. S. A.

Hôte vertébré : Isolé d'un passériforme.

Plasmodium hexamerium. Huff, 1935.

Schizonte contenant 6 mérozoïtes en moyenne (de 4 à 8).

Petits parasites ne déplaçant pas le noyau de globule rouge.

Les trophozoïtes allongés sont situés obliquement dans le globule. Gamétocytes allongés, s'étendent d'un pôle à l'autre de la cellule parasitée. Pigment rassemblé.

Répartition géographique : U. S. A.

Hôtes vertébrés : Passériformes.

Plasmodium oti. Wolfson, 1936.

(Considéré par certains comme synonyme du précédent).

Schizonte à 8 mérozoïtes. Les gamétocytes sont allongés. Le noyau du globule rouge n'est pas déplacé. Gamétocytes et schizontes sont effrangés à leur périphérie. Les stades asexués contiennent de 1 à 3 globules réfringents.

Répartition géographique : U. S. A. (trouvé dans le Maryland).

Hôte vertébré : Isolé d'un strigiforme.

Plasmodium matutinum. Huff, 1935.

(Considéré comme une variété de *P. relictum*).

Cycle schizogonique durant 24 heures et aboutissant à un schizonte à 16 mérozoïtes en moyenne (de 10 à 32). Une ou plusieurs vacuoles étant visibles au cours du stade schizogonique. Parasites de grande taille, déplaçant le noyau de la « cellule-hôte » au point de le refouler à l'extérieur.

Gamétocytes ronds ou ovoides, les microgamétocytes renferment 10 à 20 fines granulations sphériques de pigment, et seulement 3 ou plus chez les macrogamétocytes.

Répartition géographique : U. S. A.

Hôtes vertébrés : Les canaris sont sensibles.

Plasmodium laphurae. Coggeshall, 1938.

Cycle schizogonique de 36 heures, dont le schizonte contient de 8 à 18 mérozoïtes. Grands

parasites tendant à entourer le noyau du globule rouge. Gamétocytes allongés.

Répartition géographique : Asie.

Hôtes vertébrés : Très pathogène pour le canard et le poulet.

Plasmodium durae. Herman, 1941.

Synonyme : *Pl. malariae raupachi* Partsvanidze, 1914.

Cycle schizogonique de 24 heures, avec un schizonte contenant 8 mérozoïtes en moyenne (de 6 à 14).

Les parasites peuvent déplacer le noyau de la « cellule-hôte ». Les gamétocytes se placent parallèlement au noyau, ou occupent une position oblique ou polaire.

Présence de 8 grains de pigment.

Répartition géographique : Afrique.

Hôtes vertébrés : Très pathogène pour les dindes, les canards sont aussi sensibles.

Plasmodium juxtannucleare. Versiani et Gomes, 1941.

Cycle schizogonique de 24 heures. Le schizonte possède de 3 à 7 mérozoïtes (4 en moyenne).

Petits parasites ne déplaçant habituellement pas le noyau de la « cellule-hôte ». Les gamétocytes et les schizontes sont ronds ou de forme irrégulière, ils sont habituellement en contact avec le noyau de la cellule parasitée, et possèdent quelques grains de pigment.

Répartition géographique : Brésil, Mexique, Uruguay, Ceylan.

Hôtes vertébrés : Surtout pathogène pour les jeunes dindes.

Plasmodium huffi. Muniz, Soares et Batista, 1950.

Le cycle asexué dure 48 heures et suivant l'évolution aiguë ou chronique de la maladie, les schizontes contiennent de 6 à 8 mérozoïtes dans le premier cas et de 20 à 30 dans l'évolution lente.

Les gamétocytes qui sont allongés et les schizontes n'entourent pas le noyau de la cellule parasitée. Les gamétocytes peuvent être à l'origine d'un léger déplacement du noyau du globule rouge.

Répartition géographique : Brésil.

Hôte vertébré : Isolé chez un Piciforme (*Ramphastos toco*).

***Plasmodium pinottii*.** Muniz et Soares, 1954.

Grands parasites dont les schizontes peuvent contenir de 6 à 18 mérozoïtes (en moyenne de 6 à 8).

Les gamétocytes sont allongés avec des extrémités arrondies, ils n'encerclent pas le noyau de la « cellule-hôte » et ne le déplacent pas.

Les éléments asexués n'occupent pas une position déterminée dans le globule rouge.

Répartition géographique - Amérique du Sud.

Hôtes vertébrés : Très pathogène pour les poussins et les pigeons, canaris, dindes, canards.

***Plasmodium japonicum*.** Ishiguro, 1957.

Schizonte donnant naissance à un nombre de mérozoïtes variables (de 2 à 8 suivant les auteurs).

Parasites très petits et voisins de *Pl. juxtanucleare*.

Tous les stades du parasite sont presque toujours proches du noyau qu'ils ne déplacent pas.

Gamétocytes ronds ou de forme irrégulière, avec quelques grains de pigment.

Répartition géographique : Isolé au Japon.

Hôtes vertébrés : Parasite naturel des volailles domestiques, mais les dindes sont résistantes.

***Plasmodium formosanum*.** Manwell, 1962.

Schizonte affectant la forme générale d'une rosette possédant une moyenne de 8 à 10 mérozoïtes (6 à 16).

Parasites volumineux pouvant éventuellement déplacer le noyau du globule rouge. Les gamétocytes sont allongés en forme de saucisse, les macrogamétocytes possèdent une vacuole.

Les éléments asexués tendent à prendre une position polaire dans le globule sans entourer son noyau.

Le pigment est sous forme de gros grains.

Répartition géographique : Asie.

Hôtes vertébrés : *Arborophila crudigularis*.

***Plasmodium gundersi*.** Bray, 1962.

Schizonte à 9 mérozoïtes en moyenne (de 6 à 14).

Schizontes et gamétocytes sont allongés et occupent une position latérale dans le globule rouge sans le déformer, ni déplacer son noyau.

Les jeunes parasites sont volumineux avec une importante masse chromatique, en vieillissant

ils prennent une forme amiboïde, avec des pseudopodes pointus.

Les granulations de pigment (2 à 5) apparaissent dès les stades amiboïdes.

Dans les formes schizogoniques jeunes, les grains de pigment se rassemblent à un pôle.

Les macrogamétocytes tendent à entourer le noyau de l'hématie, et les grains de pigment y sont plus gros et plus dispersés.

Répartition géographique : Découvert au Libéria (Afrique).

Hôte vertébré : Hibou (*Strix woodfordii nuchalis*).

Différentes espèces de plasmodium douteuses ou tombées en synonymie

<i>Plasmodium</i>	<i>alaudae</i> Celli et San Felice, 1891.
—	<i>biziurae</i> Gilruth, Sweet et Dodd, 1910.
—	<i>capistrani</i> Russel, 1932.
—	<i>centropi</i> De Mello, 1935.
—	<i>chloropsidis</i> De Mello, 1935.
—	<i>columbae</i> Carini, 1912.
—	<i>gallinulae</i> De Mello, 1935.
—	<i>grassi</i> Labbé, 1894.
—	<i>herodiadis</i> De Mello, 1935.
—	<i>heroni</i> Basu, 1938.
—	<i>inconstans</i> Hartman, 1927.
—	<i>lutzi</i> Lucena, 1939.
—	<i>major</i> Raffaele, 1930.
—	<i>majoris</i> Laveran, 1902.
—	<i>malariae raupachi</i> Parcvanidze, 1934.
—	<i>noctuae</i> Celli et San Felice, 1891.
—	<i>paddae</i> Brumpt, 1935.
—	<i>passeris</i> Johnston et Cleland, 1909.
—	<i>subimmaculatus</i> Grassi et Feletti, 1890.
—	<i>struthionis</i> Fantham et Porter, 1943.
—	<i>subpraecox</i> Grassi et Feletti, 1891.
—	<i>tenuis</i> Laveran et Marullaz, 1914.
—	<i>tumbayensis</i> Mazza et Fiora, 1930.
—	<i>wazielewskii</i> Brumpt, 1909.

Remarques sur la taxonomie au sein du genre plasmodium

Au cours du 5^e Congrès sur le paludisme tenu en 1953, certaines propositions sur la terminologie des hématozoaires du genre *Plasmodium*

ont été avancées. Il ressort de ce colloque que les parasites des mammifères sont regroupés dans les sous-genres *Plasmodium*, *Laverania* et *Hepato-cystis*. Les parasites des oiseaux et des sauriens sont placés dans les sous-genres *Haemamaeba*, *Proteosoma*, *Istiocytozoon*, etc...

Depuis cette date un nouvel essai de classification* des parasites du paludisme aviaire a été réalisé et il en ressort les considérations suivantes :

Les hématozoaires sont divisés en quatre groupes.

1^o Parasites à gros schizontes ronds. Gamétocytes également ronds. Schizogonie exo-érythrocytaire dans les cellules du système histiocytaire (réticulo-endothélial).

Sous-genre *Haemamaeba* : groupant les anciens *Plasmodium cathemerium* ; *P. durae* ; *P. gallinaceum* ; *P. matutinum*.

2^o Parasites à gros schizontes et à cytoplasme abondant. Gamétocytes allongés. Schizogonie exo-érythrocytaire dans le système histiocytaire.

Sous-genre *Giovannolaia* : groupant les anciens *Plasmodium circumflexum* ; *P. fallax* ; *P. lophurae* ; *P. polare*.

3^o Parasites à petits schizontes avec peu de cytoplasme. Gamétocytes allongés. Schizogonie exo-érythrocytaire dans le système histiocytaire.

Sous-genre *Novyella* : groupant les anciens *Plasmodium hexamerium* ; *P. juxtannucleare* ; *P. nucleophilum* ; *P. rouxi* ; *P. vauhani*.

4^o Parasites à petits schizontes et gamétocytes allongés. Schizogonie exo-érythrocytaire, peu dans le système histiocytaire mais essentiellement dans le système hématopoïétique.

Sous-genre *Huffia* : nouvelle appellation pour le *Plasmodium elongatum*.

MOUSTIQUES SUSCEPTIBLES D'ÊTRE VECTEURS DE PLASMODIUM AVIAIRES OU RECONNUS COMME TELS

Aedes sp. Meigen

Aedes aegypti (Linnaeus)

Aedes albopictus (Skuse)

— *communis* (De Geer)

— *geniculatus* (Olivier)

— *mariae* (Sergent et Sergent)

— *scutellaris* (Walker)

— *triseriatus* (Say)

Anopheles sp.

— *strodei* Root

— *subpictus* Grassi

Armigeres sp. Theobald

Culex sp. Linnaeus

— *fuscus* Wiedmann

— *hortensis* Ficalbi

— *quinquefasciatus* Say

(= *fatigans* Wiedmann)

Plasmodium circumflexum

— *gallinaceum*

Plasmodium cathemerium

— *gallinaceum*

— *relictum*

Plasmodium gallinaceum

— *relictum*

— *gallinaceum*

— *relictum*

— *cathemerium*

— *elongatum*

— *gallinaceum*

— *cathemerium*

— ?

— *gallinaceum*

— *gallinaceum*

— *cathemerium*

— *relictum*

— *relictum*

— *cathemerium*

— *gallinaceum*

— *juxtannucleare*

— *relictum*

— *matutinum*

(*) CORRADETTI, GARNHAM et LAIRD, 1963.

— *pipiens* Linnaeus

Culex pipiens pallens Coquillett

— *salinarius* Coquillett

— *tarsalis* Coquillett

— *territans* Walker

Culiseta sp. Felt

(= *Theobaldia*) *annulata* (Schrank)

— *melanura* (Coquillett)

— *longiareolata* (Macquart)

Mansonia sp. Blanchard,

— *cathemerium*

— *circumflexum*

— *elongatum*

— *relictum*

— *rouxi*

Plasmodium japonicum

— *juxtannucleare*

— *cathemerium*

— *elongatum*

— *relictum*

— *cathemerium*

— *circumflexum*

— *elongatum*

— *relictum*

— *rouxi*

— *cathemerium*

— *elongatum*

— *relictum*

— *rouxi*

— *relictum*

— *circumflexum*

— *circumflexum*

— *relictum*

— *gallinaceum*

HAEMOPROTEUS

Kruse, 1890

Synonymes : *Laverania* Grassi et Feletti, 1891 (pro parte) ; *Halteridium* Labbé, 1894.

Haemamaeba Simond, 1901.

Haemocystidium Castellani et Wiley, 1904.

Comme les *Plasmodium*, les *Haemoproteus* parasitent les hématies de nombreux oiseaux et des vertébrés à sang froid.

Leur étude ne permet pas cependant de savoir si toutes les espèces décrites depuis le début du siècle sont valables et correspondent bien à des parasites différents.

Les formes évolutives qui permettent de les reconnaître et de les identifier sont les gamétocytes, dont la morphologie particulière en haltère leur a valu l'appellation d'*Halteridium*. Les formes de multiplication asexuée (schizontes) existent dans les organes internes mais ne sont pas visibles dans le sang circulant. Comme les *Plasmodium*, les *Haemoproteus* parasitant des hématies ont un cytoplasme qui contient des granulations pigmentaires.

Cycle parasitaire :

Les vecteurs des *Haemoproteus* sont des insectes vulnérants spécifiques appartenant aux familles des *Ceratopogonidae* et des *Hippoboscidae*.

Les sporozoïtes inoculés par l'insecte au cours de son repas sanguin pénètrent dans les cellules endothéliales des vaisseaux des organes profonds (foie, rate, et essentiellement poumon) dans lesquels se déroule la multiplication asexuée (schizogonie) devant aboutir aux « schizontes ». Arrivé dans sa « cellule-hôte » le sporozoïte grossit et s'organise en une quinzaine d'éléments uninucléés, non pigmentés et entourés d'une fine membrane, les cytomères, après une subdivision interne qui aboutit à la formation de cytomères-secondaires, une troisième division terminale donnent des milliers de schizontes groupés dans les pseudokystes que constituent alors les cytomères initiaux. Lorsque la cellule endothéliale se rompt ces pseudokystes passent dans la lumière des capillaires qu'ils tendent à oblitérer, puis dans un deuxième temps la membrane des cytomères se rompt à son tour libérant des schizontes, ceux-ci passent dans la circulation et

vont envahir les hématies et éventuellement renouveler le cycle schizogonique. On peut trouver jusqu'à douze schizozoïtes dans un même globule rouge, mais généralement un seul arrive au stade gamétocyte.

A l'état jeune le schizozoïte (= mérozoïte) parasitant une hématie, se présente sous la forme d'un petit anneau cytoplasmique de 1 à 2 µ de diamètre centré sur une vacuole et possédant un grain de chromatine à la périphérie. Ce précurseur des gamétocytes se pigmente en vieillissant, et s'individualise en microgamétocyte mâle ou en macrogamétocyte femelle, ayant la forme de saucisse, d'haltère, ou de croissant.

Le microgamétocyte est pourvu d'un cytoplasme hyalin à noyau central volumineux, dans lequel on distingue de fines granulations de chromatine fréquemment groupées en petites masses sphériques.

Le macrogamétocyte, a un cytoplasme plus dense et plus intensément coloré, le pigment est dispersé uniformément, le noyau est plus compact et son caryosome bien distinct.

L'insecte vecteur s'infecte au cours du repas sanguin en ingérant ces formes présexuées, qui dans les quelques heures qui suivent, se conjuguent et donnent naissance à un zygote puis à un ookinète vermiculaire. L'évolution est alors la même que chez les *Plasmodium*, 4 jours plus tard on distingue de petits ookystes pigmentés à la face externe de l'estomac, au neuvième jour après le début de l'infection les ookystes sont mûrs (30 à 35 µ de diamètre) et libèrent des sporozoïtes de 7 à 10 µ de long, qui entre le dixième et le douzième jour gagnent la partie abdominale des glandes salivaires de l'insecte.

Différentes espèces d'*Haemoproteus* valables

Haemoproteus columbae Kruse, 1890.

Synonymes : *H. maccallumi* ; *H. melopeliae*, *H. turtur*, *H. vilhenai* (?)

Cycle : Seuls les stades présexués sont visibles dans le sang périphérique. La cellule endothéliale qui abrite l'évolution d'un schizonte est très hypertrophiée. Pour certains auteurs la schizogonie peut se produire sans passer par le stade cytomères. L'ensemble de l'évolution est superposable au cycle parasite précédemment décrit, étant donné que l'*Haemoproteus columbae*

est un des mieux connus du genre et a servi de modèle pour l'étude générale.

Répartition géographique : Cosmopolite.

Hôtes vertébrés : Pigeons domestiques et sauvages, tourterelles, et d'autres colombiformes sauvages.

Vecteurs : *Pseudolynchia canariensis* (= *Lynchia maura*), *Lynchia lividicolor*, *L. capensis*, *Microlynchia pusilla*, *Ornithomyia avicularia*.

La sporogonie a été également plus ou moins partiellement obtenue chez d'autres insectes hématophages.

Pouvoir pathogène : Faible en principe et sans signes cliniques externes.

Haemoproteus sacharovi *. Novy
et Mc Neal, 1904.

Cycle : Semblable au cycle général ; la schizogonie a lieu dans les cellules endothéliales des vaisseaux.

Arrivés à maturité les gamétocytes remplissent complètement la « cellule-hôte » en la déformant et en augmentant son volume. Il y a peu de granulations pigmentaires. Micro et macrogamétocytes ont l'aspect caractéristique, cytoplasme et noyau diffus sont pâles chez le premier, alors que le macrogamétocyte prend bien le colorant et que noyau est compact.

Répartition géographique : Amérique du nord et certaines régions d'Europe.

Hôtes vertébrés : Les colombiformes.

Vecteurs : *Pseudolynchia canariensis* et peut être des culicoides.

Pouvoir pathogène : Faible.

Haemoproteus nettionis. Johnston
et Cleland, 1909.

Synonymes : *Haemoproteus anatis* et *H. hermani*

Cycle : Comme dans le cycle général, les gamétocytes sont les seuls éléments parasites visibles dans le sang périphérique, les stades jeunes étant très rares. Micro et macrogamétocytes ont la forme de saucisse et peuvent encercler partiellement ou totalement le noyau de la « cellule-hôte » qui est souvent déplacé. Les gamétocytes contiennent de 12 à 30 (ou plus) granulations pigmentaires arrondies et tendant à se

(*) Orthographe variable, exemple : sakharoffi.

regrouper à un pôle du globule sans que son volume soit modifié. On peut trouver des gamétocytes de forme globuleuse libres.

Répartition géographique : Cosmopolite.

Hôtes vertébrés : Ansériformes communs domestiques (canards et oies) et ansériformes sauvages.

Vecteurs : *Simulium rugglesi*, *Culicoides piliferus*.

Haemoproteus meleagridis. Levine, 1961

(= *H. sp.* Morehouse, 1945 ?).

Cycle : Semblable au cycle général. Gamétocytes volumineux occupant au moins la moitié de la « cellule-hôte » allongés en forme de saucisse et entourant le noyau. Le microgamétocyte contient en moyenne 18 grains de pigment alors que le macrogamétocyte en contient de 18 à 48. Le volume du globule n'est pas augmenté.

Répartition géographique : Amérique du nord.

Hôtes vertébrés : Dindes sauvages et domestiques.

Vecteur : ?

Haemoproteus lophortyx. O'Roke, 1930.

Cycle : On trouve les gamétocytes dans les globules rouges et occasionnellement dans les leucocytes. Ils prennent rapidement une forme cylindrique puis en haltères et encerclent le noyau de la « cellule-hôte ». Ils contiennent de nombreuses granulations pigmentaires. On a trouvé des dépôts de pigment dans certains organes profonds.

Il arrive que dans cette espèce on trouve des figures de schizogonie dans le sang périphérique, bien qu'elle se déroule comme à l'habitude dans les poumons, le foie, la rate.

Répartition géographique : U. S. A.

Hôtes vertébrés : La caille (*Lophortyx californica*) : maladie grave.

Vecteur : *Lynchia hirsuta*.

Haemoproteus fringillae. Labbé, 1894.

Morphologie caractéristique en haltère. Tendance à encercler le noyau qui en principe n'est pas déplacé. La « cellule-hôte » est augmentée de volume. Microgamétocyte peu colorable et vacuolisé. Son noyau est ovoïde (3-3,5 µ sur 1,5-2) ayant généralement une situation polaire

dans le parasite. Granulations pigmentaires au nombre de 13 à 17 situées surtout aux extrémités du parasite. Macrogamétocyte à cytoplasme très colorable surtout vacuolisé près du noyau. Granulations pigmentaires bacilliformes disséminées dans tout le cytoplasme et entourées d'un halo clair (12 à 15). Le noyau du parasite est petit et occupe une position polaire.

Répartition géographique : Cosmopolite ?

Hôtes vertébrés : Nombreux passériformes.

Haemoproteus canachites. Fallis et Bennett, 1960.

Cycle : Le volume du globule rouge parasité est légèrement augmenté de volume et son noyau est déplacé dans la plupart des cas. Le parasite peut occuper les trois quarts du cytoplasme de l'hématie. Macrogamétocyte à extrémités mousses, son noyau mesure 3-4 µ sur 2 à 3, sa position dans le parasite est centrale ou bien il est légèrement déplacé vers une extrémité. Cytoplasme vacuolaire contenant de 12 à 28 grains de pigment dont le diamètre est inférieur à 1 micron et dispersés en principe, mais pouvant se trouver en groupes. Les macrogamétocytes sont plus nombreux que les microgamétocytes.

Microgamétocytes plus petits, leurs extrémités sont plus épaisses. Le noyau est plus diffus et plus étendu, le cytoplasme est plus vacuolisé. Les microgamétocytes peuvent déplacer le noyau de la « cellule-hôte » sans toutefois être en contact avec lui, ni avec les parois du globule. Le cytoplasme contient une vingtaine de granulations pigmentaires.

Répartition géographique : Canada.

Hôte vertébré : Isolé de *Canachites canadensis* (Galliforme) ; *Bonasa umbellus* (Exp.).

Vecteur : *Culicoides sphagnumensis*.

Différentes espèces d'*Haemoproteus* signalés mais de validité douteuse

Haemoproteus achilochus Coatney et Roudabush, 1938.

- *aegithinae* De Mello, 1937.
- *alaudae* Celli et San Felice, 1891.
- *aluci* Celli et San Felice, 1891.
- *anthi* De Mello, 1937.
- *antigonis* De Mello, 1937.
- *asturis-dussumeri* De Mello, 1937.

- *beckeri* Roudabush et Coatney, 1935.
- *bramae* De Mello, 1937.
- *bubonis* Celli et San Felice, 1891.
- *centropi* De Mello, 1937.
- *chelidonis* Franchini, 1922.
- *cherchenis* Bathia 1938.
- *chloriis* Ortega et Berenguer, 1950.
- *coraciae* Valles, 1939.
- *coraciae bengalensis* De Mello et Alfonso, 1935.
- *crumenium* Hirst, 1905.
- *cruz ferreirae* Tendeiro, 1947.
- *danilewski* Kruse, 1890.
- *danilewskyi* var. *hirundinis* Sergent et Sergent, 1905.
- *danilewskyi* var. *tinnunculus* Wasielewski et Wulker, 1918.
- *dicruri* De Mello, 1937.
- *ecae* Tendeiro, 1947.
- *figueiredoi* Dias, 1953.
- *fontesi* Tendeiro, 1947.
- *fontesi* var. *cyanogasteri* Tendeiro, 1947.
- *froilanoi* Tendeiro, 1947.
- *fulicae* Fonseca, 1938.
- *gallinulae* De Mello, 1937.
- *geocichlae* Cleland et Johnston, 1909.
- *glaucidii* De Mello, 1937.
- *glaucidium* Jörg, 1931.
- *globulosus* Ortega et Berenguer, 1950.
- *granulosum* Rey Vila, 1945.
- *gymnorhidis* De Mello, 1937.
- *halcyonis* De Mello et Fonseca, 1937.
- *handai* Maqsood, 1943.
- *hedimelis* Coatney et Roudabush, 1937.
- *herodialis* De Mello, 1935.
- *houssayi* Jorg, 1931.
- *lanii* De Mello, 1937.
- *maccallumi* Novy et Mc Neal, 1905.
- *macropigmentatus* Ortega et Berenguer, 1950.
- *mansonii* Sambon, 1908.
- *massai* Parodi et Nifio, 1927.
- *meliornis* Cleland et Johnston, 1909.
- *melopeliae* Laveran et Pettit, 1909.
- *meropi* Zargar, 1945.
- *montezi* Dias, 1953.
- *morneti* Tendeiro, 1947.
- *moruony* De Mello et Braz de Sa, 1916.
- *multiparasitans* Ortega et Berenguer, 1950.
- *nascimentoi* Tendeiro, 1947.
- *noctuae* Celli et San Felice, 1891.
- *noctuae* var. *nebraskensis* Coatney et Roudabush, 1937.
- *orioli* De Mello, 1937.
- *oryzivora* Anschütz, 1909.
- *otocompsae* De Mello, 1937.
- *passeris* Kruse, 1890.
- *pastoris* De Mello, 1937.
- *philemon* Cleland et Johnston, 1909.
- *picae* Coatney et Roudabush, 1937.
- *pintoi* Tendeiro, 1947.
- *piresi* Chiu Kong Son, 1960.
- *plateleae* De Mello, 1937.
- *porzanae* Galli Valerio, 1907.
- *pratasi* Tendeiro, 1948.
- *prognei* Coatney et Roudabush, 1937.
- *ptilotis* Cleland et Johnston, 1909.
- *quellae* Marullaz, 1912.
- *quiscalus* Coatney et West, 1938.
- *raymundi* De Mello, 1934.
- *rileyi* Malkani, 1936?
- *rouxi* Novy et Mc Neal, 1905.
- *santosdiasi* Chiu Kong Son, 1960.
- *saviana* Tendeiro, 1947.
- *scolopaci* Galli Valerio, 1939.
- *sequeirae* Tendeiro, 1947.
- *silvai* Chiu Kong Son, 1960.
- *sturni* De Mello, 1937.
- *tendeiroi* Dias, 1953.
- *syrnii* Mayer, 1911.
- *tephrodornis* De Mello, 1937.
- *thereiceyx* De Mello, 1937.
- *thereiceyx* var. *zeylonicus* De Mello, 1937.

- *turtur* Ortega et Berenguer, 1950.
- *upupae* De Mello, 1937.
- *velans* Coatney et Roudabush, 1937.
- *velascoi* Tendeiro, 1949.
- *vilhenai* Dias, 1953.
- *wenyoni* Sargent (Ed & Et), 1948.
- *xantolaemi* Zargar, 1945.
- *zosteropsi* Chakravarty et Kar, 1945.

LEUCOCYTOZOOM

Danilewsky, 1890

Comme les *Plasmodium*, les *Leucocytozoon* sont des parasites protozoaires endoglobulaires que l'on rencontre chez de nombreuses espèces d'oiseaux.

Les « cellules-hôtes » qu'ils parasitent et dans lesquelles on les trouve peuvent être de la lignée blanche ou de la lignée érythrocytaire. Cependant il semble résulter d'une étude relativement récente, que seuls les parasites de la lignée érythrocytaire pouvaient se développer complètement ; cette affirmation reste très discutée.

A la différence des *Plasmodium*, les *Leucocytozoon* ne possèdent pas de grains de pigment (les exceptions faites à ce sujet, semblent ne pas devoir être retenues), ce qui suggère plus le parasitisme des leucocytes que celui des hématies.

Cycle parasitaire.

Dans ses lignes générales le cycle des *Leucocytozoon* est assez superposable à celui des *Plasmodium* ou des *Haemoproteus*.

L'infection est transmise d'un oiseau malade à un oiseau sain, par l'intermédiaire d'insectes piqueurs hématophages ; des *Simuliidae* et des *Ceratopogonidae*.

L'insecte, au cours d'un repas sanguin, inocule à l'hôte vertébré, les sporozoïtes infectants accumulés dans ses glandes salivaires, il se déroule chez celui-ci une succession de multiplications asexuées qui aboutissent à la formation de deux types de schizontes ; des schizontes hépatiques d'un diamètre de 15 μ m en moyenne localisés aux cellules parenchymateuses du foie, et des schizontes beaucoup plus volumineux ou mégaschizontes dont les dimensions avoisinent

ou dépassent 100 μ m et qui se développent dans les cellules endothéliales des vaisseaux, dans les organes profonds.

Arrivé à maturité, chaque schizonte se subdivise en éléments cytoplasmiques nucléés à coloration bi-polaire, les mérozoïtes, organisés en groupe (cytomères), au nombre de plusieurs centaines.

La schizogonie n'est pas unique mais peut se répéter, ce qui explique chez un même oiseau, la présence de schizontes et d'éléments présexués ou gamétocytes, résultant de l'invasion des cellules sanguines par les « éléments filles » dérivant des schizontes, et qui apparaissent dans les huit jours suivant la piqûre de l'insecte.

Les gamétocytes présents dans le sang de l'oiseau, sont les seuls éléments permettant le diagnostic de l'affection, qui soient visibles dans la circulation, puisque à la différence des *Plasmodium*, les schizontes se trouvent dans les organes et non dans les cellules sanguines.

On trouve rarement plus d'un gamétocyte par « cellule-hôte ». Ces gamétocytes sont de deux types :

Les microgamétocytes mâles à cytoplasme hyalin et noyau granuleux. Suivant les espèces 1 microgamétocyte donnera 4 à 8 microgamètes.

Les macrogamétocytes femelles à cytoplasme plus dense, à noyau plus compact et granuleux, où l'on peut distinguer le karyosome.

La simulie qui pique l'oiseau parasité, absorbe ces éléments sexués qui après fécondation dans son estomac donnent très rapidement un zygote immobile. Le zygote s'allonge et se mobilise en ookinète qui migre à travers la paroi stomacale de l'insecte pour venir s'enkyster au niveau de la basale (face externe de l'estomac). Cette multiplication sexuée dure moins de huit jours, et les sporozoïtes qui en sont issus gagnent les glandes salivaires de l'insecte à travers l'hémocèle.

Différentes espèces de leucocytozoon reconnues comme valables

Leucocytozoon smithi. Laveran et Lucet, 1905.

Cycle : Semblable au cycle général, les gamétocytes se trouvent dans les leucocytes. La schizogonie a lieu dans le foie. Les gamétocytes d'abord globuleux, s'allongent (20 μ m). La « cellule-hôte » allongée pourvue de cornes cytoplas-

miques pâles mesure environ 45 μ sur 14. Les schizontes hépatiques sont ovoïdes (10,5 sur 13,5 μ).

Répartition géographique : Amérique du Nord, Europe, Crimée.

Hôtes vertébrés : Dindes domestiques et sauvages.

Vecteurs : *Simulium occidentale*, *S. nigroparvum*, *S. slossonae*, *S. venustum*.

Leucocytozoon neavei. Balfour, 1906.

Cycle : La nature de la « cellule-hôte » reste discutée. Les gamétocytes proprement dits mesurent de 20 à 25 μ sur 5 μ . L'ensemble de la « cellule-hôte » mesure 50 μ sur 5 à 10 μ .

Dans une seule « cellule-hôte » on peut rencontrer deux gamétocytes de mêmes sexes ou de sexes différents.

Répartition géographique : Afrique.

Hôtes vertébrés : Isolé de *Numida pylorhyncha*.

Leucocytozoon caulleryi. Mathis et Leger, 1909.

Synonymes : *L. andrewsi* Atchley, 1951 et *L. schuffneri* Prowazek, 1912.

Cycle : On trouve des gamétocytes dans les leucocytes et dans les globules rouges ils ont une forme ronde de 12 à 15 μ de diamètre en moyenne avec un noyau de 3 à 4 μ . Le microgamétocyte qui par exflagellation peut libérer 6 microgamètes mesure 10 μ sur 12, et la « cellule-hôte » qui le contient de 13 à 20 microns.

Répartition géographique : Amérique du Nord, Indochine, Inde, Malaisie, Sumatra.

Hôtes vertébrés : Les poussins de basse-cour, mais le pouvoir pathogène qui revient en propre à ce parasite est difficile à déterminer du fait des infections mixtes avec *L. sabralesi*.

Vecteur : *Culicoides arakawae* (au Japon).

Leucocytozoon sabralesi. Mathis et Leger, 1910.

Synonyme : *L. schuffneri* Prowazek, 1912.

Cycle : Pratiquement inconnu en dehors des généralités. Les gamétocytes sont allongés. Le microgamétocyte mesure 20 μ sur 6. Le macrogamétocyte 22 μ sur 6,5. La « cellule-hôte » qui héberge le parasite mesure environ 67 microns sur 6, et son noyau est réduit à une bande étroite orientée dans le grand axe du parasite.

Répartition géographique : Inde, Indochine, Malaisie, Java, Sumatra.

Hôtes vertébrés : Les poussins de basse-cour.

Leucocytozoon simondi. Mathis et Leger, 1910.

Synonymes : *L. anatis* Wickware, 1915 et *L. anseris* Knuth et Magdebourg, 1922.

Cycle : Parasite très étudié, son cycle sert de bases aux connaissances actuelles sur les *Leucocytozoon*. On rencontre ses gamétocytes, dans les lymphocytes, les monocytes et éventuellement dans les globules rouges. La multiplication asexuée se déroule dans le foie, le cœur, le cerveau, la rate, les poumons, les ganglions, le pancréas, les reins.

Il existe deux types de schizontes ; les schizontes hépatiques localisés uniquement au foie ils mesurent de 11 à 18 μ .

Les mégaloschizontes beaucoup plus volumineux (60 à 100 μ) dans les autres organes. Ceux-ci pouvant dériver des précédents, les deux sortes de schizontes évoluent de la même manière, ils forment des cytomères puis des mérozoïtes.

Les microgamétocytes et les macrogamétocytes sont plus ou moins allongés et mesurent de 14 à 22 microns. La « cellule-hôte » peut atteindre 55 microns.

Répartition géographique : Amérique du Nord, Europe, Indochine.

Hôtes vertébrés : Anseriformes domestiques et sauvages.

Vecteurs : *Simulium venustum*, *S. croxtoni*, *S. Euryadminiculum*, *S. rugglesi*.

Leucocytozoon marchouxi. Mathis et Léger, 1910.

Synonyme : *L. turtur*.

Cycle : Les gamétocytes se rencontrent dans les leucocytes sauf exception. Le microgamétocyte mesure 8 μ sur 11. Le macrogamétocyte de forme ronde ou elliptique mesure 9 μ sur 12 μ .

Répartition géographique : Cosmopolite.

Hôtes vertébrés : Colombiformes domestiques et sauvages.

Leucocytozoon schoutedeni Rodhain, Pons, Vandenbranden et Bequaert, 1913

Parasite de forme arrondie et chargé de granulations. Les macrogamétocytes ont un cytoplasme vacuolisé, un noyau irrégulier, ils mesurent 12,7 μ de diamètre. La « cellule-hôte » qui les contient peut atteindre 17,5 μ . Les microgamétocytes sont un peu plus petits avec 10,66 μ .

de diamètre ; leur cytoplasme contient également des granulations et leur noyau peut s'étendre sur un diamètre de 7,7 μ .

Répartition géographique : Afrique.

Hôte vertébré : Isolé d'un galliforme (*Gallus bankiva*).

Leucocytozoon sp. Dhanapala, 1962.

Cycle : Parasite présent dans une « cellule-hôte » de forme allongée et mesurant 39 microns de long. Le microgamétocyte mesure 22,8 μ sur 7,6, son cytoplasme est coloré en bleu pâle et son noyau en rose pâle. Le macrogamétocyte mesure 26,6 μ sur 7,6, il se colore plus intensément que le microgamétocyte, et son noyau rose et compact a 2 μ de diamètre.

Répartition géographique : Ceylan.

Hôte vertébré : Isolé de *Gallus lafayettei*.

Vecteur : ?

Différentes espèces de *leucocytozoon* de validité douteuse

Leucocytozoon anellobiae Cieland et Johnson, 1911.

Leucocytozoon ardeae Rodhain, Pons, Van den Branden et Bequaert, 1913.

Leucocytozoon audieri Laveran et Nattan-Larrier, 1911.

Leucocytozoon beaurepairei Dias, 1951.

Leucocytozoon berestneffi Sambon, 1908.

Leucocytozoon bonasae Clarke, 1935.

Leucocytozoon bouffardi Léger et Blanchard, 1911.

Leucocytozoon brimonti Mathis et Léger, 1910.

Leucocytozoon cambournaci Franca, 1912.

Leucocytozoon caprimulgi Kerandel, 1913.

Leucocytozoon centropi Fantham, 1921.

Leucocytozoon chloropsidis de Mello, 1935.

Leucocytozoon circaeti Sergent et Fabiani, 1912.

Leucocytozoon coraciae benghalensis De Mello, 1935.

Leucocytozoon costae Tendeiro, 1948.

Leucocytozoon danilewskyi Ziemann, 1898.

Leucocytozoon dubreuilii Mathis et Léger, 1911.

Leucocytozoon eurytomi Kerandel, 1913.

Leucocytozoon francai Nikitine et Artemenko, 1927.

Leucocytozoon francae Tendeiro, 1947.

Leucocytozoon francolini Kerandel, 1913.

Leucocytozoon fringillinarum Woodcock, 1910.

Leucocytozoon galli Ivanic, 1937.

Leucocytozoon gentili Léger, 1913.

Leucocytozoon kerandeli Mathis et Léger, 1911.

Leucocytozoon laverani Franca, 1912.

Leucocytozoon leboeufi Mathis et Léger, 1911.

Leucocytozoon leitaoi Tendeiro, 1947.

Leucocytozoon legeri Franca, 1912.

Leucocytozoon liothricis Laveran et Marullaz, 1914.

Leucocytozoon lavati Seligman et Sambon, 1907.

Leucocytozoon lutzi Carini, 1920.

Leucocytozoon macleani Sambon, 1908.

Leucocytozoon majoris Laveran, 1902.

Leucocytozoon marchouxi Mathis et Léger, 1910.

Leucocytozoon mansonii Sambon, 1908.

Leucocytozoon martini Mathis et Léger, 1911.

Leucocytozoon martyi Commes, 1918.

Leucocytozoon mathisi Franca, 1912.

Leucocytozoon mesnili Léger et Mathis, 1909.

Leucocytozoon mirandae Franca, 1912.

Leucocytozoon monardi Rodhain, 1931.

Leucocytozoon numidae Kerandel, 1913.

Leucocytozoon pealopesi Dias, 1951.

Leucocytozoon ralli Galli-Valerio, 1930.

Leucocytozoon roubaudi Mathis et Léger, 1911.

Leucocytozoon seabrae Franca, 1912.

Leucocytozoon schuffneri Prowazek, 1912.

Leucocytozoon struthionis Walker, 1913.

Leucocytozoon toddi Sambon, 1907.

Leucocytozoon vandenbrandeni Rodhain, 1931.

Leucocytozoon ziemani Laveran, 1902.

Leucocytozoon ziemani var. *bubonis* Fantham, 1926.

Leucocytozoon zuccarellii Léger, 1913.

TOXOPLASMA ET PARASITES VOISINS

De par l'ubiquité que semble revêtir la Toxoplasmose, le genre de parasites que nous envisagerons maintenant, a une importance beaucoup plus grande que les différents groupes que nous avons brièvement examinés jusqu'ici.

En effet la Toxoplasmose aviaire est importante à deux points de vue.

D'abord parce que c'est une maladie d'élevage des volailles domestiques et des oiseaux en général, exerçant un pouvoir pathogène certain.

Ensuite, encore plus importante parce que c'est une zoonose, et par le rôle de réservoir de « virus » que représentent ces mêmes volatiles vis-à-vis de l'homme. Cependant cet aspect de la question étant hors de notre propos, il ne sera

envisagé ici que la Toxoplasmose comme maladie résultant d'un parasitisme bien particulier, d'où la prolifération d'un organisme dont l'identité a été très discutée.

Genre *Toxoplasma*. Nicolle et Manceaux, 1908.

Les toxoplasmes sont des protozoaires * dépourvus de granulations pigmentaires, de forme oblongue (éventuellement globuleuse dans les tissus), et légèrement arqués. Ils possèdent un gros noyau dont le volume est presque les 2/3 de la cellule entière, et ils ont un contour parfaitement distinct. Bien que dépourvus d'organes locomoteurs ils sont mobiles grâce à un réseau de fibrilles superficielles.

Dans l'organisme on peut rencontrer les toxoplasmes soit sous formes libres dans l'exsudat péritonéal d'un animal sensible précédemment inoculé, ou même dans le sang ; soit dans les cellules du système réticulo-histiocytaire, dans les lymphocytes, les histiocytes, les grands mononucléaires, et le cytoplasme des hématies ; soit enfin sous forme de pseudokystes dont le tissu de prédilection est le tissu nerveux, encore que chez les oiseaux ces pseudokystes soient rares.

Cycle parasitaire

Du point de vue général la pénétration des toxoplasmes dans l'organisme (d'ailleurs encore très mal connue) peut se faire par voie digestive, respiratoire, transcutanée à la faveur d'une solution de continuité, également à travers les muqueuses quelque soit leur nature. La voie sanguine permet l'infection lors de piqûre accidentelle ou de morsure, les insectes hématophages pourraient aussi assurer la transmission mais leur rôle n'a pas encore été prouvé.

La « cellule-hôte » infectée devient rapidement le théâtre d'une multiplication intense, en effet les toxoplasmes se multiplient par bipartition longitudinale ou par bourgeonnement, et du fait de l'accumulation des parasites (pouvant être plusieurs dizaines) son noyau se trouve déplacé et repoussé contre la paroi cellulaire. Dans le

cytoplasme de la cellule parasitée les toxoplasmes peuvent se grouper en rosette. Certains auteurs ont vu dans ce genre de multiplication une schizogonie superposable à celle observée dans le genre *Plasmodium*. Arrivée à un stade de répletion déterminé, la « cellule-hôte » peut éclater et libérer son contingent de parasites qui par voie sanguine vont renouveler le cycle en infectant d'autres cellules. Mais il peut également se faire que par la paroi cellulaire résiste, il se forme alors un pseudokyste qui serait une forme de stabilisation et pourrait se calcifier.

En dehors des différentes formes que nous venons de citer, on a signalé dans le tissu nerveux des formes atypiques se présentant comme des amas arborescents et également des corpuscules arrondis intra-cytoplasmiques.

Mise en évidence des parasites.

Sans doute a-t-on trouvé des toxoplasmes chez les animaux bien avant d'en mettre en évidence chez l'homme, mais précisons que si la compréhension du paludisme humain a été largement facilitée par l'examen des animaux, l'inverse s'est produit en matière de toxoplasmose animale. Les méthodes d'investigations sont remarquablement plus poussées en médecine humaine, où la maladie revêt une incidence ante et post-natale, qu'en médecine vétérinaire, où les travaux, dans ce domaine, sont moins avancés.

Comme les autres parasites sanguins endo-érythrocytaires les toxoplasmes peuvent être colorés par la méthode de Giemsa, soit pour la recherche dans le sang, soit pour des diagnostics sur frottis d'organes. Dans de telles conditions le parasite apparaît avec des dimensions de 2×7 microns en moyenne, avec un volumineux noyau rose de 1 à 1,4 mu de diamètre, un cytoplasme bleu pâle plus foncé aux extrémités du parasite dont l'une est arrondie et l'autre plus pointue ; quelques granulations sont parfois visibles à fort grossissement. Les toxoplasmes qui sont Gram — peuvent se colorer également au Bleu de Méthylène, à l'Hématoxyline ferrique, par la coloration de Mann ou par celle de Pappenheim.

Inoculation d'épreuve aux animaux sensibles :

Classiquement on utilise la souris blanche et également le spermophile de Macédoine, le Hamster doré, l'écureuil marocain. On pourrait

(*) Suivant les auteurs ils sont rattachés : aux Sarcosporidies, aux *Plasmodium*, ou aux Trypanosomes. La prétendue assimilation à des champignons (basée sur leur mode de multiplication proposé par certains) résulte le plus souvent d'une confusion avec *Histoplasma capsulatum* (Gram +).

utiliser aussi l'inoculation à l'embryon de poulet et les cultures de fœtus.

Tests sérologiques :

Le *dye-test* de Sabin et Feldman (un sérum « anti » fait perdre au cytoplasme du parasite sa propriété de se colorer). La fixation du complément. Mise en évidence des anticorps neutralisants, protecteurs, ou fluorescents. L'hémagglutination.

Symptomatologie :

La maladie qui peut se déclarer dans des effectifs d'oiseaux (élevages industriels) ou sur des volatiles isolés, se traduit par des troubles de l'équilibre et par la paralysie des pattes, et de graves manifestations entériques. Des troubles oculaires caractérisés par une iridocyclite ou une chorioretinite aboutissant à l'amblyopie ou à la cécité. On peut constater des myocardites, des encéphalites avec nécrose du chiasma optique. Les animaux ont la crête cyanosée et sont cachectiques.

À l'autopsie on trouve des foyers de nécrose au niveau du foie, de la rate, du cœur, des ganglions et des poumons et une infiltration leucocytaire de la muqueuse du tube digestif, rarement des pseudokystes.

Répartition géographique : Maladie cosmopolite.

Différentes espèces de toxoplasmes décrites :

De nombreuses espèces de toxoplasmes ont été décrites chez les oiseaux comme chez les autres vertébrés d'ailleurs, mais aujourd'hui on s'accorde à penser qu'il n'existe qu'une seule espèce de toxoplasme pouvant s'adapter à de nombreux hôtes tout au moins en ce qui concerne les homéothermes.

Parmi les espèces signalées chez les oiseaux :

Toxoplasma avium Marullaz, 1913 ; *Tox. columbae* Yakimoff et Kohl-Yakimoff, 1912 ; *Tox. francae* De Mello, 1935 ; *Tox. fulicae* De Mello, 1935 ; *Tox. gallinarum* Hepding, 1939 ; *Tox. lithicis* Laveran et Marrullaz, 1914.

Genre *Atoxoplasma*. Garnham, 1950.

Atoxoplasma argyae Garnham, 1950.

Nouveau genre voisin des toxoplasmes, les *Atoxoplasma* s'avèrent être parasites des grands

mononucléaires du système réticulé et éventuellement des lymphocytes du poumon. Quelques « cellules-hôtes » pouvant se rencontrer dans le sang périphérique, mais rarement dans les frottis de foie et de rate.

Le parasite a une forme de saucisse à contour indistinct, quelquefois légèrement courbé et ses deux extrémités sont arrondies ; on peut trouver des formes ovoïdes (7,5 sur 3 microns) et des formes sphériques.

L'*Atoxoplasma*, n'est pas mobile et a un noyau volumineux. Aucune forme de schizogonie n'a été observée, mais on a rencontré des « cellules-hôtes » contenant 4 à 5 parasites ronds.

La confusion avec des mérozoïtes de coccidies en migration par la voie hématogène, des haémogregarines, ou des stades exoérythrocytaires de *Plasmodium*, *Haemoproteus* et *Leucocytozoon*, n'étant pas possible, un nouveau genre de parasites est donc créé.

Répartition géographique : Afrique de l'Est, et... ?

Hôtes vertébrés : *Argya rubiginosa* et *Lanius collaris*.

Pouvoir pathogène : Néant.

Remarque (1) Garnham place également dans le genre *Atoxoplasma*, le *Toxoplasma avium* de Marullaz (1913), que nous avons signalé dans le genre *Toxoplasma*.

Remarque (2) Des travaux plus récents et en tous cas postérieurs à ceux de Garnham, ont repris la question des différentes espèces de toxoplasmes et du nouveau genre dont nous venons de parler. Il s'agit du genre *Lankesterella* Labbé, 1899 que nous verrons maintenant, et qui à tort ou à raison doit remplacer le genre *Atoxoplasma*.

Atoxoplasma coccothraustis Corradetti et Scanga, 1963. Parasite trouvé en Italie sur un représentant de la famille des Fringillidés.

AEGYPTIANELLA ET PARASITES VOISINS

Genre *Aegyptianella*. Carpano, 1829.

Synonyme : *Balfouria* Dschunkovsky, 1937.

Ce genre de parasite n'a rien de commun avec ceux que nous venons de voir, ni sur le plan de la morphologie, ni sur le plan de la biologie.

Les *Aegyptianella* sont décelables dans le cytoplasme des hématies, sous la forme de fines

granulations rondes, ovoïdes, ou pyriformes, dépourvues de pigment et de couleur rouge après coloration par le Giemsa.

Aegyptianella pullorum. Carpano, 1928.

Cycle et morphologie :

La biologie du parasite est très mal connue. Les premiers stades semblent être ces granulations rouges que nous venons de signaler et dont le diamètre est inférieur à 1 μ . De par la coloration observée, il semble que ce parasite soit essentiellement constitué par ces grains de chromatine, car dans les formes jeunes on trouve rarement un cytoplasme périphérique. En vieillissant les parasites gardent une forme ovoïde pouvant atteindre 4 μ de diamètre, avec une vacuole centrale ; le cytoplasme alors plus important s'organise en anneau, et le grain de chromatine persistant, le parasite peut alors se comparer par sa forme aux piroplasmes.

On peut trouver plusieurs parasites dans un même globule rouge sans qu'il soit hypertrophié ou que son noyau soit déplacé.

On rencontre enfin des formes de multiplication (schizontes), qui résultent de la division d'un élément parasite initial. Ces formes sont rares et mesurent de 2 à 4 μ . A la différence des *Babesia* ou des *Nuttalia*, ces « schizontes » produisent 4 à 20 « cellules-filles » ou mérozoïtes, qui s'organisent en figures géométriques triangulaires ou quadrangulaires.

On ignore si les globules rouges des oiseaux hébergent des gamétocytes, et si les tiques qui propagent le « virus » et lui servent de réservoir, permettent la sporogonie du parasite. On ignore en un mot, s'il existe une reproduction sexuée.

Répartition géographique : Bassin méditerranéen, Europe Orientale, Afrique, U. R. S. S., Asie.

Hôtes vertébrés : Volailles domestiques, pigeons domestiques et sauvages et oiseaux sauvages (entre autres l'autruche).

Vecteur : *Argas persicus* (cependant des contaminations d'effectifs ont été constatées sans qu'on puisse mettre cette tique en cause).

Aegyptianella moshkovskii (Schurenkova, 1938)
Poisson, 1953.

Cette espèce d'*Aegyptianella* est très voisine de la précédente par sa biologie et sa morpho-

logie. Ce parasite peut se présenter dans le cytoplasme des hématies soit sous forme de corpuscules anaplasmoïdes de 0,2 à 0,6 μ , soit de « bacilles » constitués d'un grain de chromatine avec un prolongement cytoplasmique mesurant 0,7 sur 1 μ , soit enfin sous forme d'anneaux de 0,9 à 5,3 μ de diamètre.

On a également trouvé des formes de multiplication en « schizonte » à 4 mérozoïtes disposés en croix (quelquefois 6 éléments).

Répartition géographique : U. R. S. S., Asie, U. S. A., Afrique.

Hôtes vertébrés : Poulet, dinde, héron, aigle, corbeau.

Synonymes éventuels d'*Aegyptianella moshkovskii* :

Plusieurs parasites ressemblant à celui dont nous venons de parler ont été décrits depuis la découverte de Carpano. Certains ont vu dans ceux-ci des synonymes d'*A. moshkovskii*, ce sont : *Sogdianella moshkovskii* Schurenkova, 1938 ; *Babesia ardea* Toumanoff, 1940 ; *Nuttalia shortii* Mohamed, 1952 ; *Babesia moshkovskii* Laird et Lari 1957.

Sans doute faut-il considérer également comme synonyme le *Piroplasma avium* décrit par Rousselot (1946-1947), espèce sur laquelle on possède trop peu d'éléments pour la considérer comme réellement originale. Il en est de même d'un parasite découvert chez la poule en Afrique du Sud par Coles (1937) et morphologiquement voisin du *Sauroplasma thomasi* de Dutoit (1937), parasite d'un lézard.

LANKESTERELLA

Labbé, 1899

Groupant des parasites de la famille des *Emertiidae* le genre *Lankesterella* n'était représenté que par un individu (*L. minima* de la grenouille) jusqu'au récent travail de Lainson (1959), qui en décrivant deux parasites endoleucocytaires trouvés chez des moineaux et des canaris d'Angleterre, a donné un regain d'actualité à ce genre et y a fait entrer l'*Atoxoplasma* de Garnham (1950) ainsi que d'autres parasites précédemment décrits. *

(*) Les haemogregarines d'Aragao (1911 et 1913), alors que l'haemogregarine bien réelle de HOARE, 1924 (Hepatozoon adiei, sur un aigle de l'Inde) devrait être conservée comme étant un parasite différent.

Les *Lankesterella* sont situés dans une « vacuole » du cytoplasme d'une « cellule-hôte », qui est habituellement un monocyte ou un lymphocyte. On voit rarement des formes libres. Ces parasites à contour vague ont un aspect de saucisse avec un cytoplasme finement granuleux dans lequel quelques petites vacuoles sont visibles. Les dimensions sont en moyenne de $3\ \mu$ sur 5 .

Le cycle ne comporte pas d'hôtes intermédiaires, schizogonie et sporogonie se déroulant chez le même individu. Il existe deux types de schizontes : les premiers donnent de nombreux mérozoïtes (10 à 30 qui mesurent $3,6$ sur $2,3\ \mu$; les autres schizontes donnent naissance à des mérozoïtes moins nombreux mais plus volumineux ($5,7\ \mu$ sur $3,5$), ceux-ci sont hétéropôlaires, avec une extrémité arrondie et l'autre pointue (ce qui rappelle la forme générale des toxoplasmes).

Les gamétocytes se rencontrent essentiellement dans le foie, la rate et les poumons. Les macrogamétocytes mûrs ont environ $14,5\ \mu$ de diamètre, et les microgamétocytes peuvent libérer 60 à 100 microgamètes de $3,5$ sur $0,45$ microns. Après conjugaison des éléments sexuels on obtient un oocyste à parois épaisses, qui sans produire de sporoblastes ni de sporocystes, libère quand il arrive à maturité des sporozoïtes de $3,6$ sur $1,8\ \mu$. Ces derniers renouvellent le cycle en envahissant les lymphocytes et les monocytes de la circulation.

Répartition géographique : Angleterre, et peut être cosmopolite ?

Vecteur : *Dermanyssus gallinae* (ce pou devant être considéré comme réservoir de virus, les oisillons s'infectent en l'absorbant).

Différentes espèces de *Lankesterella* décrites :

- L. garnhami* Lainson, 1959.
- L. serini* Lainson, 1959.
- L. corvi* Baker, Lainson et Killick-Kendrick, 1959.
- L. paddae* (= *Haemamaeba danilewski* Laveran, 1900).
- (= *Haemogregarina paddae* Aragao, 1911).
- (= *Toxoplasma avium* Marullaz, 1913).
- (= *Atoxoplasma avium* Garnham, 1950)
- L. adiei* (= *Haemogregarina adiei* Aragao, 1933) d'après Adie, 1908.
- L. argyae* (= *Atoxoplasma* Garnham, 1950).

L. amadinae (= *Leucocytozoon amadinae*, Fantham, 1924).

DISCUSSION. — CONCLUSION

En considérant l'ensemble des parasites dont il vient d'être question, il semble possible d'établir entre eux si ce n'est une filiation réelle, tout au moins une comparaison entre leurs différents stades de « spécialisation ».

Ainsi les *Plasmodium* sont unanimement considérés comme des parasites hautement spécialisés, par le fait que leur schizogonie, en dehors de la phase exoérythrocytaire, se déroule dans les hématies.

Viennent ensuite les *Haemoproteus* et plus loin encore les *Leucocytozoon*, chez lesquels la schizogonie se produit dans les cellules des organes profonds. Pour les *Leucocytozoon* cette schizogonie semble encore plus dispersée et il est à remarquer qu'ils présentent deux types de schizontes.

Les *Haemoproteus* et les *Leucocytozoon* ne se rencontrent jamais dans le sang périphérique, les seuls éléments parasitaires visibles étant leurs gamétocytes. Il n'est donc pas possible comme il en a déjà été fait mention, d'inoculer du sang d'un oiseau malade à un hôte neuf dans le but de reproduire l'infection (c'est du moins l'opinion généralement admise). Cette difficulté d'inoculation explique le stade débutant où en sont les études de ces parasites. Il est objectivement impossible de dire à l'heure actuelle si telle ou telle espèce d'*Haemoproteus* ou de *Leucocytozoon* est bien valable et non pas synonyme d'une autre, quand on ne l'aperçoit qu'une seule fois ; étant donné surtout la grande ubiquité des *Haemoproteus* et le fort pourcentage d'oiseaux qu'ils parasitent.

Certains auteurs recherchant les liens pouvant éventuellement exister entre ces hémoparasites ont vu dans les *Haemoproteus* et les *Leucocytozoon* des proches parents des *Lankesterella* et des *Haemogregarines*, ainsi que des voisins des Coccidies avec des intermédiaires illustrés par les coccidies à deux hôtes et les Sporozoaires partiellement adaptés au sang (*Schellackia* et *Lankesterella*).

En ce qui concerne le traitement de ces différentes protozooses, on peut dire sans entrer dans le détail, qu'il n'existe pas de thérapeutique spécifique contre les *Leucocytozoon*. Des résultats

inconstants ont été obtenus dans le traitement des Haemoprotozooses avec la Quinacrine.

Les Toxoplasmoses sont justiciables de l'emploi de l'Auréomycine, de la Rovamycine, des sulfamides et des sulfones.

L'Aegyptianellose peut être traitée par l'Ichthargan.

Les Plasmodioses enfin relèvent des traitements classiques avec les antipaludiques du type Quinacrine.

INDEX DES PARASITES ET DE LEURS HOTES

ORDRE DES CORACIADIFORMES

1 <i>Alcedo ispida</i>	<i>H. sp.</i>
2 <i>Bucorvus abyssinicus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
3 <i>Bycanistes cristatus</i>	<i>H. sp.</i>
4 — <i>sharpei duboisi</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> (R) ; <i>L. ziemannii</i>
5 <i>Ceryle rudis</i>	<i>H. ecae</i>
6 <i>Colius striatus</i>	<i>H. sp.</i>
7 <i>Coracias abyssinicus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. valascoi</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. leitaoui</i>
8 — <i>bengalensis</i>	<i>L. coraciae bengalensis</i> .
9 — <i>c. caudatus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. coraciae</i> .
10 — <i>cyanogaster</i>	<i>H. fontesi</i> var. <i>cyanogaster</i> .
11 — <i>garrulus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
12 — <i>indica</i>	<i>H. sp.</i>
13 — <i>naevia</i>	<i>H. fontesi</i> .
14 <i>Cranorhinus corrugatus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
15 <i>Dacelo gigas</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
16 <i>Eumomata superciliosa bipartita</i>	<i>L. sp.</i>
17 <i>Eurystomus afer</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. cruzferreirae</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. francae</i> .
18 — <i>gularis</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. eurystomi</i> .
19 <i>Halcyon lindsayi</i>	<i>H. sp.</i>
20 — <i>senegalensis</i>	<i>H. sp.</i>
21 — <i>smirnenensis</i>	<i>H. alcyoni</i> .
22 <i>Lampornis amethystina salvini</i>	<i>L. sp.</i>
23 <i>Melittophagus G. gularis</i>	<i>H. sp.</i>
24 <i>Merops albicollis</i>	<i>H. sp.</i>
25 — <i>apiaster</i>	<i>H. sp.</i>
26 — <i>nubicus</i>	<i>H. sp.</i>
27 — <i>orientalis</i>	<i>H. meropi</i> .
28 — <i>ornatus</i>	<i>H. sp.</i>
29 <i>Momotus l. lessoni</i>	<i>L. sp.</i>
30 <i>Sauropatis chloris</i>	<i>H. sp.</i>
31 <i>Upupa epos epos</i>	<i>H. sp.</i>
32 — <i>epos orientalis</i>	<i>H. upupae</i> .

ORDRE DES APODIFORMES

33 <i>Caprimulgus sp.</i>	<i>H. sp.</i>
34 — <i>europaeus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. caprimulgi</i> ; <i>P. sp.</i>
35 — <i>fossel</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. caprimulgi</i> .
36 — <i>rufus</i>	<i>H. sp.</i>
37 <i>Podargus cuvieri</i>	<i>L. sp.</i>
38 — <i>strigoïdes</i>	<i>L. sp.</i>

* Remarque : La mention (sp.) qui suit les lettres H., L. ou P. correspond à des espèces d'*Haemoproteus*, de *Leucytozoon* ou de *Plasmodium* non nommées. En ce qui concerne les *Leucocytozoon* en particulier certains sont suivis des lettres (R) ou (L), celles-ci distinguent des formes de parasites ronds ou longs. Enfin on rencontrera la mention (Exp) elle se rapporte à une transmission expérimentale réussie sur l'oiseau considéré.

ORDRE DES TROGONIFORMES

- | | |
|-----------------------------|---------------|
| 39 <i>Trogon atricollis</i> | <i>H. sp.</i> |
|-----------------------------|---------------|

ORDRE DES PICIFORMES

- | | |
|---|--|
| 40 <i>Bucco maculatus striatipectus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 41 <i>Campethera punctuligera</i> | <i>H. bergesi.</i> |
| 42 <i>Chloronerpes rubiginosus yucatanensis</i> | <i>P. sp.</i> |
| 43 <i>Chlororhea corvina</i> | <i>L. sp.</i> |
| 44 <i>Colaptes auratus</i> | <i>H. velans.</i> |
| 45 — <i>campestris</i> | <i>P. sp.</i> |
| 46 <i>Cyanops asiatica</i> | <i>P. sp.</i> |
| 47 — <i>flavifrons</i> | <i>H. sp. ; P. sp.</i> |
| 48 <i>Gymnobucco calvus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 49 <i>Jynx torquilla</i> | <i>H. sp ; H. danilewskyi ; L. sp. ; L. danilewskyi.</i> |
| 50 <i>Psittopogon pyrolophus</i> | <i>P. sp.</i> |
| 51 <i>Rhamphastos toco</i> | <i>H. sp. ; P. huffi.</i> |
| 52 <i>Thereiceryx zeylanicus inornatus</i> | <i>H. thereiceryxi.</i> |
| 53 — <i>z. zeylanicus</i> | <i>H. thereiceryxi var. zeylanicus.</i> |
| 54 <i>Trachyphonus arnaudi</i> | <i>H. sp.</i> |
| 55 <i>Xantholaema haematocephala</i> | <i>H. sp.</i> |

ORDRE DES CUCULIFORMES

- | | |
|--|---|
| 56 <i>Centropus burchelli</i> | <i>L. sp ; L. centropi.</i> |
| 57 — <i>carolinus</i> | <i>H. sp. ; P. sp.</i> |
| 58 — <i>javanicus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 59 — <i>monachus</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |
| 60 — <i>rufipennis</i> | <i>H. sp.</i> |
| 61 — <i>senegalensis</i> | <i>H. sp. ; H. froilanoi ; L. sp. (R).</i> |
| 62 — <i>sinensis parroti</i> | <i>H. centropi ; L. sp. ; P. sp. ; P. centropi.</i> |
| 63 — <i>superciliaris</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |
| 64 <i>Clamator afer</i> | <i>H. sp.</i> |
| 65 <i>Corytheola cristata</i> | <i>H. sp. ; L. sp. (R).</i> |
| 66 <i>Crotophaga ani</i> | <i>H. sp.</i> |
| 67 — <i>sulcirostris</i> | <i>P. sp.</i> |
| 68 <i>Eudynamis cyanocephalus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 69 <i>Gallirex porphyreolophus</i> | <i>H. montez ; P. sp.</i> |
| 70 <i>Musophaga rossae</i> | <i>H. sp.</i> |
| 70 bis <i>Phaenicophaeus javanicus</i> | <i>P. vauhani</i> |
| 71 <i>Rhopodytes tristis</i> | <i>P. sp.</i> |
| 72 <i>Schizorhis leucogaster</i> | <i>L. sp.</i> |
| 73 <i>Turacus corythaix</i> | <i>H. sp. ; P. sp.</i> |
| 74 — <i>donaldsoni</i> | <i>H. sp.</i> |
| 75 — <i>emini</i> | <i>L. sp. (R).</i> |
| 76 — <i>erythrolophus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 77 — <i>macrorhynchus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 78 — <i>macrorhynchus verreauxi</i> | <i>H. sp.</i> |
| 79 — <i>persa</i> | <i>H. sp.</i> |

ORDRE DES PSITTACIFORMES

- | | |
|-----------------------------|---------------|
| 80 <i>Amazona ventralis</i> | <i>H. sp.</i> |
| 81 <i>Aramacoo</i> | <i>H. sp.</i> |

82	<i>Aratinga strenua</i>	<i>P. sp.</i>
83	<i>Barnardius semitorquata</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
84	<i>Coryllis (= Loriculus) pusillus</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
85	— <i>worcesteri</i>	<i>H. sp.</i>
86	<i>Dasyptilus pesqueti</i>	<i>H. sp.</i>
87	<i>Eclactus pectoralis</i>	<i>H. sp.</i>
88	— <i>roratus</i>	<i>H. sp.</i>
89	<i>Eos (= Ricinata) variegata</i>	<i>H. sp.</i>
90	<i>Loriculus galgulus</i>	<i>H. sp.</i>
91	— <i>indicus</i>	<i>P. sp.</i>
92	<i>Lorius domicella</i>	<i>H. sp.</i>
93	— <i>flavopalliatatus</i>	<i>H. sp.</i>
94	— <i>garrulus</i>	<i>H. sp.</i>
95	<i>Pionus menstrus</i>	<i>H. sp.</i>
96	<i>Platycercus adelaidae</i>	<i>H. sp.</i>
97	<i>Psittacula cyanacephala</i>	<i>H. handai.</i>
98	<i>Psittinus cyanurus</i>	<i>P. circumflexum.</i>
99	— <i>incertus</i>	<i>H. sp.</i>
100	<i>Trichoglossus forsteri</i>	<i>H. sp.</i>
101	— <i>nigrigenis</i>	<i>H. sp.</i>
102	— <i>nigrigularis</i>	<i>H. sp.</i>
103	— <i>ornatus</i>	<i>H. sp.</i>

ORDRE DES STRIGIFORMES

104	<i>Aegolius acadica</i>	<i>L. danilewskyi.</i>
105	<i>Aluco longimembris</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
106	<i>Arcine noctua</i>	<i>P. praecox.</i>
107	<i>Athene brama</i>	<i>H. bramae.</i>
108	— <i>noctua</i>	<i>H. sp ; H. danilewskyi ; H. multiparasitans ; H. noctuae ; L. danilewskyi ; L. ziemanni ; P. sp. ; P. noctuae ; P. sub- praecox ; P. wasielewskyi.</i>
109	— <i>noctua bactriana</i>	<i>L. sp.</i>
110	<i>Asio accipitrinus (= Otus brachyotus)</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
111	— <i>flammeus</i>	<i>H. sp.</i>
112	— <i>leucotus</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
113	<i>Bubo sp.</i>	<i>H. sp.</i>
114	— <i>capensis</i>	<i>H. sp.</i>
115	— <i>cinerascens</i>	<i>H. sp.</i>
116	— <i>lacteus</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
117	— <i>maculosus</i>	<i>H. sp. ; L. sp. ; L. ziemanni var. bubonis.</i>
118	— <i>poensis</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
119	— <i>virginianus</i>	<i>H. noctuae var. nebraskensis ; L. sp. ; P. sp. ; P. praecox.</i>
120	<i>Carine noctua</i>	<i>H. sp. ; P. praecox.</i>
121	<i>Ciccaba virgata centralis</i>	<i>P. sp.</i>
122	<i>Glaucidium manus</i>	<i>H. glaucidii.</i>
123	— <i>perlatum</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
124	— <i>radiatum</i>	<i>H. glaucidii.</i>
125	<i>Ketupa zeylonensis</i>	<i>H. sp.</i>
126	<i>Ninox boobook</i>	<i>H. sp.</i>
127	<i>Otus asio</i>	<i>H. sp. ; H. noctuae var. cellii ; L. sp.</i>
128	— <i>asio naevius</i>	<i>P. sp. ; P. oti.</i>
129	— <i>bakkamoena</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
130	— <i>brachyotus</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>

131 — <i>choliba</i>	<i>H. sp.</i>
132 — <i>scops</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
133 — <i>sylvestris</i>	<i>H. sp.</i>
134 <i>Pishornia scaps</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. danilewsky</i>
135 <i>Scops bakkamoenu</i>	<i>H. sp.</i>
136 — <i>brasiliensis</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. lutzii</i>
137 — <i>capensis</i>	<i>H. sp.</i> , <i>L. sp.</i>
138 — <i>giu</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
139 — <i>leucotis</i>	<i>H. sp.</i>
140 — <i>semitorques</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
141 <i>Scotiaptex lapponica</i>	<i>L. sp.</i>
142 <i>Scotopelia bouvieri</i>	<i>H. sp.</i>
143 — <i>peli</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
144 <i>Strix flammea</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. bubonis</i> ; <i>H. columbae</i> ; <i>H. noctuae</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>P. relictum</i> ,
145 — <i>otus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
146 — <i>v. varia</i>	<i>P. sp.</i>
147 — <i>woodfordii nuchalis</i>	<i>P. gundersi</i>
148 <i>Syrnium aluco</i>	<i>H. sp.</i> , <i>H. aluci</i> ; <i>H. columbae</i> ; <i>H. noctuae</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>P. relictum</i> ; <i>H. syrnii</i> ; <i>L. ziemanni</i> .
149 — <i>noctua</i>	<i>L. sp.</i>
150 — <i>nuchale</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. syrnii</i> ; <i>L. sp.</i> (R) ; <i>P. fallax</i> ; <i>p. relictum</i>
151 <i>Tyto a. alba</i>	<i>Nuttallia shortii</i> .
152 — <i>arfaki</i>	<i>H. sp.</i>
153 — <i>perlata</i>	<i>H. sp.</i>

ORDRE DES FALCONIFORMES

(Accipitriformes)

154 <i>Accipiter melanoleucus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. figueiredoi</i> .
155 — <i>minulus</i>	<i>H. sp.</i>
156 — <i>nisus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. mathisi</i> .
157 <i>Aegyptius</i> (= <i>Neophron</i>) <i>monachus</i>	<i>Leucocytopteryx neophroni</i>
158 <i>Albanella pallida</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. laverani</i> .
159 <i>Astur badius</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
160 <i>Astur badius dussumeri</i>	<i>H. asturis dussumeri</i> .
161 <i>Astur badius sphenurus</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. martyi</i> .
162 — <i>palumbarius</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
163 — <i>polyzonoïdes</i>	<i>L. sp.</i>
164 <i>Asturina monogrammica</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. toddi</i> ; <i>P. sp.</i>
165 — <i>monogrammica meridionalis</i>	<i>L. sp.</i>
166 <i>Butastur teesa</i>	<i>P. sp.</i>
167 <i>Buteo borealis</i>	<i>L. sp.</i>
168 <i>Buteo buteo</i> (= <i>vulgaris</i>)	<i>H. sp.</i>
169 — <i>lineatus</i>	<i>H. sp.</i>
170 — <i>vulpinus</i> (<i>desertorum</i>)	<i>H. sp.</i>
171 <i>Buteogallus anthracinus</i>	<i>P. sp.</i>
172 <i>Cerchneis alopec</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
173 — <i>naumanni</i>	<i>H. sp.</i>
174 — <i>sparverius australis</i>	<i>H. sp.</i>
175 — <i>tinnunculus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> var. <i>tinnunculus</i> ; <i>L. sp.</i>

176 <i>Circaëtus gallicus</i>	L. sp ; L. circaeti.
177 — <i>cinereus</i>	L. sp. (R).
178 <i>Circus aeruginosus</i>	H. sp. ; H. danilewskyi ; L. sp. ; L. danilewskyi.
179 — <i>macrurus</i>	H. sp.
180 <i>Elanus caeruleus</i>	H. sp.
181 — <i>caeruleus vociferus</i>	H. sp.
182 <i>Erythrocnema (= Parabutes) uncinata</i>	H. sp.
183 <i>Erythropus versperlinus</i>	H. sp.
184 <i>Falco aesalon</i>	H. sp.
185 — <i>circaetus</i>	H. sp. ; L. sp.
186 — <i>hypoleucus</i>	P. sp.
187 — <i>jugger</i>	H. sp.
188 — <i>nisus</i>	L. sp.
189 — <i>peregrinus</i>	L. sp.
190 — <i>subbutes</i>	H. danilewskyi.
191 — <i>tinnunculus</i>	H. sp. ; L. sp. ; P. subimmaculatus.
192 — <i>tinnunculus</i> var. <i>rupicolaeformis</i> Nuttallia shortii.	
193 <i>Geranospizias gracilis</i>	H. sp.
194 <i>Gypaetus barbatus</i>	Sagadianella moshkovskii.
195 <i>Gyps fulvus</i>	H. sp.
196 <i>Haliaetus leucoryphus</i>	H. sp.
— <i>vacifer</i>	L. sp. ; L. audieri.
197 <i>Haliastur girrenera</i>	H. sp.
198 <i>Harpia horpiza indus</i>	H. sp.
199 <i>Kaupifalco m. monogrammicus</i>	H. savianae.
200 <i>Lophaetus occipitalis</i>	L. sp. (R)
201 <i>Melierax gabar</i>	H. sp. ; L. sp.
— <i>metabates</i>	H. sp. ; L. sp.
— <i>polygonus</i>	H. sp.
202 <i>Milvago chimachina</i>	H. sp.
203 <i>Milvus</i> sp.	Aegyptianella pullorum (Exp.).
204 — <i>aegypticus</i>	L. sp.
205 — <i>migrans</i>	H. sp. ; L. sp.
206 — <i>milvus</i>	L. sp.
207 <i>Necrosyrtes (= Neophron) monachus</i>	H. sp.
— <i>m. monachus</i>	H. sp.
— <i>percnopterus</i>	H. sp.
208 <i>Otogyps calvus</i>	H. sp.
209 <i>Pandion haliaetus</i>	H. sp.
210 <i>Pernis apivorus</i>	H. sp.
211 <i>Polyborus tharus</i>	H. sp.
212 <i>Pseudogyps africanus</i>	H. sp.
213 <i>Rupornis leucorrhea</i>	H. sp.
214 <i>Sagittarius serpentarius</i>	L. beaurepairei
215 <i>Sarcoramphus (= Gypagus) papa</i>	Toxoplasma avium.
216 <i>Spizaelius coronatus</i>	H. sp.
217 <i>Turacoena menadensis</i>	H. sp.
218 <i>Urubitinga (= Leucopternis) albicollis</i>	H. sp.

ORDRE DES COLUMBIFORMES

219 <i>Afrapelia c. capicola</i>	L. sp.
220 <i>Caloenas nicobarica</i>	H. sp.
221 <i>Carpophaga concinna</i>	Toxoplasma sp.
222 <i>Chamaepelia minuta</i>	H. sp. ; P. sp.

- 223 *Columba* sp.
 224 — *argentina*
 225 — *fasciata*
 226 — *jamaicae*
 227 — *guinea*
 228 — *livia*
- 229 *Columba palumbus*
 230 — *picausus*
 231 — *rufina*
 232 — *squamosa*
 233 — *vitiensis*
- 234 *Columbigallina* (= *Chamaepelia*) *talpacota*
 235 *Columbina picui*
 236 *Geopelia striata*
 237 *Gura victoria*
 238 *Lamprolteron superba*
 239 *Megalopreia magnifica*
 240 *Melopelia asiatica mearnsi*
 241 — *leucoptera*
 242 *Myristicivora bicolor*
 243 *Notienas maculosa*
 244 *Oena copensis*
 245 *Ptilinopus* (= *Clorotreron*) *iozonus*
 246 — *melanocephalus*
 247 *Ptilopodiscus coronulatus*
 248 *Ptilinopus* (= *Lamprolteron*) *superbus*
 249 *Scordafella squamosa*
 250 *Sphenocercus sphenurus*
 251 *Streptopelia* (= *Spilopelia*) *chinensis*
 252 — *semitorquatus*
 253 — *senegalensis*
 254 — *turtur*
 255 — *t. turtur* (= *Turtur auritus*)
 256 — *tanquebarica humilis* (= *Turtur humilis*)
 257 — *vinacea grotei*
- 258 *Sylphitreron wallacei*
 259 — *zonurus*
- 260 *Turtur* sp.
 261 — *auritus*
 262 — *chinensis*
 263 — *erythrophrys*
 264 — *humilis*
 265 — *orientalis*
 266 — *semitorquatus*
 267 — *senegalensis*
 268 — *turtur*
- 269 *Tympanistria bicolor*
 270 — *tympanistria*
 271 *Vinago delalandii*
 272 — *nudirostris*
 273 *Zenaida* (= *Zenaidura*) *auriculata*
 274 *Zenaidura macroura*
 275 — *macroura carolinensis*
- Aegyptianella pullorum*; *H. saccharovi*; *P. columbae*; *p. pinotii*; *P. relictum*.
H. sp.; *L. sp.*; *P. sp.*
L. sp.
H. sp.
H. sp.; *H. saccharovi*.
H. sp.; *H. columbae*; *H. piresi*; *L. sp.* *P. cathemerium*; *P. columbae*; *P. relictum*; *Toxoplasma columbae*; *Tox. cuniculi*; *Tox. francae*.
H. sp.; *H. columbae*; *L. sp.*; *L. marchouxi*; *P. sp.*
H. sp.
H. sp.
P. sp.
L. sp.
H. sp.; *L. sp.*
H. sp.
H. sp.; *L. sp.*; *P. lophurae*.
Toxoplasma sp.
H. sp.
L. sp.; *P. sp.*
P. sp.
H. sp.; *H. melopeliae*.
H. sp.; *P. sp.*
H. sp.
L. sp.
H. sp.
H. sp.
P. sp.
H. sp.
P. sp.
L. sp.
L. sp.
H. sp.; *P. sp.*
H. sp.; *P. sp.*
H. turtur.
L. sp.; *L. marchouxi*.
L. marchouxi.
H. sp.
H. sp.
H. sp.
L. marchouxi; *L. turtur*.
L. sp.; *P. sp.*
H. sp.
Aegyptianella pullorum (Exp.).
H. sp.; *L. sp.*; *L. marchouxi*.
L. sp.; *P. sp.*
H. sp.; *L. sp.*
L. sp.
H. sp.; *H. danilewskyi*; *L. sp.*; *L. danilewskyi*.
P. sp.
H. sp.; *P. sp.*
H. sp.
H. sp.
H. macallumi; *H. saccharovi*.
H. sp.; *L. marchouxi*; *P. relictum*.

ORDRE DES GALLIFORMES

276	<i>Acomus erythrophthalmus</i>	<i>P. sp.</i>
277	<i>Acryllium vulturium</i>	<i>H. sp.</i>
278	<i>Alectoris chukar</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
279	— <i>graeca</i>	<i>Piroplasma avium.</i>
280	— <i>graeca vera</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
281	<i>Ammoperdix griseogularis</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
282	— <i>heyi</i>	<i>H. sp.</i>
283	<i>Argusianus argus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
284	<i>Bonasa umbellus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. bonasae</i> ; <i>H. canachites</i> (Exp.) ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. bonasae</i>
285	<i>Caccabis cyanea</i>	<i>H. sp.</i>
286	— <i>melanocephala</i>	<i>H. sp.</i>
287	— <i>rufa</i>	<i>L. sp.</i>
288	<i>Canachites canadensis</i>	<i>H. canachites</i> ; <i>L. sp.</i>
289	<i>Catheturus lathamii</i>	<i>H. sp.</i>
290	<i>Colinus virginianus</i>	<i>P. sp.</i>
291	<i>Coturnix coramandelica</i>	<i>L. sp.</i>
292	— <i>c. coturnix</i>	<i>Aegyptianella pullorum</i> ; <i>Toxoplasma sp.</i>
293	— <i>delagorguei</i>	<i>H. sp.</i>
294	<i>Crax alector</i>	<i>H. sp.</i>
295	— <i>carunculata</i>	<i>H. sp.</i>
296	— <i>rubra</i>	<i>L. sp.</i>
297	<i>Crossoptilon auritum</i>	<i>P. sp.</i>
298	<i>Diardigallus diardi</i>	<i>P. sp.</i>
299	<i>Dendragapus obscurus</i>	<i>H. sp.</i>
300	<i>Euphocomus erythrophthalmus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
301	<i>Excalfactoria chinensis</i>	<i>H. sp.</i>
302	— <i>lineata</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. capistranti.</i>
303	<i>Francolinus sp.</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. pedlapesi.</i>
304	— <i>bicalcaratus</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. francolini</i> ; <i>P. sp.</i>
305	— <i>hubbardi</i>	<i>L. sp.</i>
306	— <i>mulemae</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
307	— <i>schuetti</i>	<i>H. sp.</i>
308	— <i>sinensis</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. kerandeli</i> ; <i>L. mesnili.</i>
309	— <i>squamatus</i>	<i>L. sp.</i> (R).
310	<i>Gallus sp.</i>	<i>Aegystianella moshkowskii</i> ; <i>Aegyptianella pullorum</i> ; <i>P. japonicum</i> ; <i>P. pinottii</i> ; <i>Toxoplasma sp.</i>
311	— <i>bankiva</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. schautedeni.</i>
312	— <i>domesticus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. santosdiasii</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. andrewsi</i> ; <i>L. caulleryi</i> ; <i>L. galli</i> ; <i>L. sabrazesi</i> ; <i>L. schuffneri</i> ; <i>P. juxtanucleare</i> ; <i>P. gallinaceum</i> ; <i>P. lophurae</i> ; <i>Toxoplasma gallinarum.</i>
313	— <i>lafayettei</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
314	— <i>sonnerati</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>P. gallinaceum.</i>
315	— <i>varius</i>	<i>P. sp.</i>
316	<i>Gennaeus edwardsi</i>	<i>P. sp.</i>
317	<i>Guttera sp.</i>	<i>L. sp.</i> ; (L)
318	— <i>pucheranii</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
319	<i>Lagopus lagopus</i>	<i>L. sp.</i>
320	— <i>scoticus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. mansoni</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. lovati.</i>
321	<i>Lobiophasis bulweri</i>	<i>P. sp.</i>
322	<i>Lophophorus impeyanus</i>	<i>L. sp.</i>
323	<i>Lophortyx californica</i>	<i>H. sp.</i> , <i>H. lophortyx.</i>
324	<i>Lophura l. ignita</i>	<i>P. lophurae.</i>
325	— <i>nobilis</i>	<i>P. sp.</i>
326	<i>Lyrurus tetrix</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>

327 *Margaroperdix madagascariensis*
 328 *Megacephalum maleo*
 329 *Meleagris* sp.
 330 — *gallopavo*.

331 *Numida* sp.
 332 — *coronata*
 333 — *g. galeata*
 334 — *meleagris*
 335 — *meleagris domestica*
 336 — *meleagris galeata*
 337 — *meleagris major*
 338 — *mitrata*
 339 — *phalarhyncha*
 340 *Odontophorus capueira*
 341 *Oreortyx picta*
 342 *Ortalis canicollis*
 343 *Pavo cristatus*
 344 — *muticus*
 345 *Pediaeetes phasianellus*
 346 — *phasianellus campestris*
 347 *Penelope obscura*
 348 — *pileata*
 349 — *superciliaris*
 350 *Perdix cinerea*
 351 — *dactylisonans*
 352 — *perdix*
 353 — *rubra*
 354 *Phasianus* sp.
 355 — *calchicus*
 356 — *mongolicus*
 357 *Polyplectron bicalcaratus*
 358 — *napoleonis*
 359 *Pternistes afer humboldti*
 360 — *infuscatus*
 361 — *nudicollis*
 362 — *swainsoni*
 363 *Ptilopachys fuscus*
 364 *Rheinardia ocellata*
 365 *Rallulus roulroul*
 366 *Syrnaticus reevesi*
 367 *Tetra uragallus*
 368 *Tragopan blythi*
 369 — *acropus*
 370 — *satyra*
 370 bis *Turnix suscitator*

P. sp.
P. sp.
H. meleagridis ; *P. malaria raupachi* ; *P. pinottii*.
H. sp. ; *H. meleagridis* ; *L. sp.* ; *L. smithi* ; *P. durae* ; *P. jux-*
tanucleare ; *P. malariae raupachi*. *Aegyptianella moshkov-*
skii ; *A. pullorum*.
Aegyptianella pullorum.
H. sp.
L. neavei.
L. costae ; *L. danilewskyi* ; *L. neavei* ; *L. numidae*.
H. sp. ; *L. neavei* ; *L. numidae*.
H. sp. ; *H. pratasi*.
P. fallax.
H. sp. ; *H. silvai*.
H. sp. ; *L. sp.* ; *L. neavei* ; *P. sp.*
H. sp.
P. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp.
L. sp.
P. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp. ; *P. sp.* ; *P. gallinaceum*.
H. sp.
L. sp.
L. sp.
Aegyptianella moshkovskii ; *P. japonicum* ; *P. lophurae*.
H. sp. ; *L. sp.* ; *L. macleari*.
P. sp.
H. sp.
P. sp.
P. sp.
L. sp.
P. sp.
H. sp.
H. sp.
P. sp.
P. sp.
P. sp.
H. sp. ; *L. sp.* ; *L. masoni*.
L. sp.
L. sp.
L. sp. ; *P. sp.*
P. vanghani

ORDRE DES TINAMIFORMES

371 *Crypturus absoletus*
 372 *Nothura maculosa*

H. sp.
H. sp. ; *P. sp.*

ORDRE DES RALLIFORMES

373 <i>Actophilus africanus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
374 <i>Antigone antigone</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
— <i>virgo</i>	<i>H. antighni.</i>
375 <i>Aramides c. cajanea</i>	<i>P. lutzii.</i>
376 — <i>chiricota</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
377 <i>Balearica ceciliae</i>	<i>H. sp.</i>
378 — <i>pavonina</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i> ; <i>Aegyptianella pullorum.</i>
379 — <i>regulorum</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
380 <i>Cariana cristata</i>	<i>H. sp.</i>
381 <i>Eupodotis orobs</i>	<i>H. sp.</i>
382 <i>Fulica americana</i>	<i>P. sp.</i>
383 — <i>atra</i>	<i>H. fulicae</i> ; <i>Toxoplasma fulicae.</i>
384 <i>Gallixrex chlorochlamys</i>	<i>H. sp.</i>
385 <i>Gallinula sp.</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. simondi.</i>
386 — <i>chloropus</i>	<i>H. gallinulae</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i> ; <i>P. gallinulae.</i>
387 <i>Grus antigone</i>	<i>H. sp.</i>
388 — <i>japonensis</i>	<i>H. sp.</i>
389 — <i>leucogeranus</i>	<i>H. sp.</i>
390 <i>Houbara macqueeni</i>	<i>H. sp.</i>
391 <i>Limnacus niger</i>	<i>H. sp.</i>
392 <i>Lissotis melanogaster</i>	<i>H. tenderoi</i>
393 <i>Neotis denhami</i>	<i>P. sp.</i>
394 <i>Otis maculipennis</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
395 — <i>melanogaster</i>	<i>H. sp.</i>
396 — <i>tarda</i>	<i>P. sp.</i>
397 <i>Porphyrio madagascariensis</i>	<i>H. sp.</i>
398 — <i>porphyrio</i>	<i>H. sp.</i>
399 <i>Porzana pusilla</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. parzanae</i>
400 — <i>pusilla obscura</i>	<i>H. sp.</i>
401 <i>Psophia crepitans</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
402 <i>Rallina eurizonoides</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
403 <i>Rallus aquaticus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. ralli.</i>
404 — <i>caerulescens</i>	<i>H. sp.</i>
405 <i>Tetrax tetrax</i>	<i>L. sp.</i>
406 <i>Turnix fasciata</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>

ORDRE DES CHARADRIIFORMES

407 <i>Burhinus senegalensis</i>	<i>H. sp.</i>
408 <i>Cursorius raddei</i>	<i>H. sp.</i>
409 — <i>temminckii</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
410 <i>Gallinago gallinago</i>	<i>H. danilewskyi</i>
411 — <i>gallinago raddei</i>	<i>P. sp.</i>
412 — <i>media</i>	<i>L. sp.</i>
413 <i>Glareola pratincola</i>	<i>H. sp.</i>
414 <i>Helodromas ochropus</i>	<i>H. sp.</i>
415 <i>Limnodromus griseus</i>	<i>P. sp.</i>
416 <i>Numenius variegatus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
417 <i>Pratincola caprata</i>	<i>P. sp.</i>
418 <i>Sarciophorus tectus</i>	<i>H. nascimentoi.</i>
419 <i>Scolopax rusticola</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. scolopaci</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. legeri</i> ; <i>P. sp.</i>
420 <i>Totanus eurhinus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>

421 — ocropus	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. danilewskyi</i> .
422 <i>Tringa atricapilla</i>	<i>H. sp.</i>
423 <i>Vanellus vanellus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>

ORDRE DES LARIFORMES

424 <i>Chroicocephalus</i> (= <i>Larus</i>) <i>ridibundus</i>	<i>H. danilewskyi</i> .
425 <i>Larus argentatus</i>	<i>H. sp.</i>
426 — <i>cirrhocephalus</i>	<i>H. sp.</i>
427 <i>Sterna forsteri</i>	<i>P. sp.</i>

ORDRE DES ALCIFORMES

428 <i>Uria alge</i>	<i>P. relictum</i>
----------------------	--------------------

ORDRE DES ANSERIFORMES

429 <i>Actonetta</i>	<i>P. circumflexum</i> .
430 <i>Aex galericulata</i>	<i>L. sp.</i>
431 <i>Aix sponsa</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
432 <i>Alopochen aegyptiacus</i>	<i>H. sp.</i>
433 <i>Anas sp.</i>	<i>Aegyptianella sp.</i> ; <i>H. anatis</i> ; <i>H. hermani</i> ; <i>H. nettionis</i> ; <i>L. anatis</i> ; <i>P. circumflexum</i> ; <i>P. pinottii</i> .
434 — <i>acuta</i>	<i>H. sp.</i>
435 — <i>acuta tzitzihua</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>P. relictum</i> .
436 — <i>boschas</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
437 — <i>boschas domestica</i>	<i>H. nettionis</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. simondi</i> ; <i>P. lophurae</i> ; <i>P. relictum</i> .
438 — (= <i>Querquedula</i>) <i>cyanoptera</i>	<i>P. relictum</i> .
439 — <i>carolinensis</i>	<i>H. hermani</i> ; <i>L. sp.</i>
440 — (= <i>Nettion</i>) <i>castaneum</i>	<i>H. nettionis</i> .
441 — (= <i>Querquedula</i>) <i>discors</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
442 — (= <i>Eulella</i>) <i>fancata</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>P. praecox</i> .
443 — <i>moschata</i>	<i>H. sp.</i>
444 — <i>platyrhynchos</i>	<i>H. hermani</i> ; <i>L. sp.</i>
445 — <i>p. platyrhynchos</i>	<i>L. simondi</i> ; <i>H. sp.</i>
446 — <i>poecilorhyncha</i>	<i>P. sp.</i>
447 — <i>rubripes</i>	<i>H. anatis</i> ; <i>H. hermani</i> ; <i>L. sp.</i>
448 — <i>rubripes tristis</i>	<i>P. sp.</i>
449 <i>Anser sp.</i>	<i>Aegyptianella sp.</i> ; <i>H. anatis</i> ; <i>H. hermani</i> ; <i>H. nettionis</i> .
450 — <i>anser</i>	<i>L. sp.</i>
451 — <i>albifrons frontalis</i>	<i>L. sp.</i>
452 — <i>domesticus</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. anseris</i> ; <i>L. simondi</i> .
453 — <i>cinereus</i>	<i>P. sp.</i>
454 — <i>ferus</i>	<i>L. sp.</i>
455 <i>Asarcornis scutulata</i>	<i>H. sp.</i>
456 <i>Aythya</i> (= <i>Nyroca</i>) <i>affinis</i>	<i>L. sp.</i>
457 — <i>americana</i>	<i>L. sp.</i>
458 — <i>marila</i>	<i>L. sp.</i>
459 — <i>vallsineria</i>	<i>L. sp.</i>
460 <i>Biziura lobata</i>	<i>P. sp.</i> ; <i>P. biziurae</i>
461 <i>Bucephala</i> (= <i>Glaucionetta</i>) <i>clangula</i>	<i>L. sp.</i>
462 <i>Chenolopex aegyptiacus</i>	<i>L. sp.</i>
463 <i>Chenopsis atrata</i>	<i>P. sp.</i> ; <i>P. biziurae</i> .
464 <i>Clangula hyemalis</i>	<i>L. sp.</i>

465	<i>Cygnus</i> sp.	<i>H. nettionis</i> .
466	— <i>columbianus</i>	<i>H. sp.</i>
467	— <i>melanocoryphus</i>	<i>P. sp.</i> ; <i>P. praecox</i> .
468	<i>Dendrocygna viduata</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. nettionis</i> .
469	<i>Eunetta falcata</i>	<i>L. sp.</i>
470	<i>Fuligula</i> (= <i>Aythya</i>) <i>baeri</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> .
471	— <i>marila</i>	<i>L. sp.</i>
472	<i>Lophodytes cucullatus</i>	<i>L. sp.</i>
473	<i>Mergus merganser americanus</i>	<i>L. sp.</i>
474	— <i>serrator</i>	<i>L. sp.</i>
475	<i>Netta rufina</i>	<i>H. sp.</i>
476	<i>Nettapus</i> (= <i>Cheniscus</i>) <i>coromandelianus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> .
477	<i>Nettion castaneum</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. nettionis</i> .
478	<i>Nyroca collaris</i>	<i>H. sp.</i>
479	— <i>nyroca</i>	<i>H. sp.</i>
480	<i>Plectropterus g. gambensis</i>	<i>H. vihlenai</i> .
481	<i>Querquedula crecca</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>L. simondi</i> .
482	<i>Sarcidiornis melanota</i>	<i>H. sp.</i>
483	<i>Spatula clypeata</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>H. hermani</i> .
484	<i>Tadorna</i> (= <i>Casarca</i>) <i>tadornoides</i>	<i>H. sp.</i>

ORDRE DES CICONIIFORMES

(Ardeiformes)

485	<i>Anastomus lamelligerus</i>	<i>H. sp.</i>
486	<i>Ardea cinerea</i> var. <i>rectirostris</i>	<i>Babesia</i> (= <i>Nuttallia</i>) <i>ardeae</i> .
487	— <i>goliath</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. ardeae</i> .
488	— <i>purpurea</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>L. sp.</i> ; (R) ; <i>L. danilewskyi</i> .
489	<i>Ardeola bacchus</i>	<i>H. sp.</i>
490	— (= <i>Depetor</i>) <i>flavicollis</i>	<i>H. sp.</i>
491	— <i>grayi</i>	<i>P. sp.</i> ; <i>P. heroni</i> .
492	<i>Ardetta sinensis</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. leboeufi</i> .
493	<i>Balaeniceps rex</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
494	<i>Bubulcus ibis</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
495	<i>Butorides striatus atricapillus</i>	<i>L. sp.</i>
496	— v. <i>virescens</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
497	<i>Cancroma cochlearia</i>	<i>H. sp.</i>
498	<i>Ciconia ciconia</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>L. danilewskyi</i> .
499	<i>Egretta garzetta</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> .
500	<i>Euxenura maguari</i>	<i>H. sp.</i>
501	<i>Garzetta garzetta</i>	<i>H. sp.</i>
502	<i>Guara rubra</i>	<i>H. sp.</i>
503	<i>Hagedashia hagedash</i>	<i>L. sp.</i> (R)
504	<i>Herodias egretta</i>	<i>H. sp.</i>
505	— <i>alba</i>	<i>H. sp.</i>
506	— <i>intermedius</i>	<i>H. herodiadis</i> ; <i>P. herodiadis</i> .
507	<i>Ibis aethiopica</i>	<i>H. sp.</i>
508	— <i>ibis</i>	<i>H. sp.</i>
509	— <i>molucca</i>	<i>L. sp.</i>
510	<i>Ixobrychus sinensis</i>	<i>H. sp.</i>
511	<i>Leptoptilus crumiferus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. crumeni</i> .
512	<i>Nyctanassa violaceus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
513	<i>Nycteria americana</i>	<i>H. sp.</i>
514	<i>Nycticorax nycticorax hoactli</i>	<i>L. sp.</i>
515	— n. <i>nycticorax</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>

516	<i>Notophox novae-hollandae</i>	H. sp.
517	<i>Platalea leucoradia major</i>	H. sp. ; H. <i>platalea</i>
518	<i>Pseudotantalus ibis</i>	H. sp.
519	<i>Threskiornis aethiopicus</i>	H. sp.
520	<i>Tigrornis leucolophus</i>	P. sp.

ORDRE DES STÉGANOPODES

(Péléciformes)

521	<i>Pelecanus rufescens</i>	H. sp.
522	<i>Phalacrocorax africanus</i>	H. sp.
523	<i>Plotus rufus</i>	H. sp. ; L. sp. ; L. <i>vandenbrandeni</i> .

ORDRE DES PYGOPODES

524	<i>Colymbus stellatus</i>	L. sp.
-----	---------------------------	--------

ORDRE DES SPHENISCIFORMES

525	<i>Aptenodytes patagonica</i>	P. sp.
526	<i>Cathartes aura</i>	H. sp.
527	— <i>burrovianus</i>	H. sp.
528	<i>Pygoscelis antarctica</i>	P. <i>relictum</i>
529	<i>Spheniscus demersus</i>	<i>Aegyptianella</i> sp. ; P. <i>relictum</i> ; P. sp. ; <i>Toxoplasma</i> sp.
530	— <i>humboldtii</i>	P. <i>relictum</i> ; <i>Toxoplasma</i> sp.
531	— <i>magellanus</i>	P. <i>relictum</i> ; <i>Toxoplasma</i> sp.

ORDRE DES STRUTHIONIFORMES

532	<i>Rhea americana</i>	P. sp.
533	<i>Struthio camelus</i>	<i>Aegyptianella pullorum</i> ; L. sp. ; L. <i>struthionis</i> ; P. <i>struthionis</i> .

ORDRE DES PASSERIFORMES

1° Famille des Corvidés

534	<i>Colaeus monedula</i>	H. sp.
535	<i>Corcorax melanoramphus</i>	L. sp.
536	<i>Corvus americanus</i>	H. sp. ? P. sp. ?
537	— <i>brachyrhynchus</i>	H. <i>danilewskyi</i> ; L. <i>saccharovi</i> ; P. sp.
538	— <i>corax</i>	H. sp.
539	— <i>cornix</i>	H. sp. ; H. <i>danilewskyi</i> L. sp.
540	— <i>corone</i>	H. sp. ; L. sp. ; L. <i>zuccarellii</i> .
541	— <i>frugilegus</i>	H. sp. ; <i>Lankesterella corvi</i> ; L. sp. ; P. sp.
542	— <i>macrorhynchus</i>	H. sp.
543	— <i>macrorhynchus japonensis</i>	H. sp. ; L. sp.
544	— <i>splendens</i>	<i>Babesia moshkovskii</i> ; H. sp. ; P. sp.
545	<i>Crypsirhina afra</i>	H. sp.
546	— <i>varianus</i>	L. sp.
547	<i>Cyanocitta cristata</i>	H. sp. ; L. sp. ; L. <i>saccharovi</i> ; P. sp.
548	<i>Cyanocorax chrysops</i>	H. sp.
549	<i>Dendrocitta</i> (= <i>Vagabunda</i>) <i>rufa</i>	H. sp.

550	<i>Garrulus glandarius</i>	H. sp. ; L. sp. ; L. <i>laverani</i> .
551	— <i>japonicus</i>	H. sp. ; L. sp.
552	<i>Monedula monedula</i>	L. sp.
553	— <i>turrium</i>	H. sp.
554	<i>Nucifraga caryocatactes</i>	L. sp. ; P. sp.
555	<i>Pica melanoleuca</i>	L. sp.
556	— <i>pica</i>	H. sp. ; L. sp. ; L. <i>berestneffi</i> ; P. sp.
557	— <i>pica hudsonia</i>	H. <i>picae</i> ; P. <i>relictum</i> .
558	<i>Pyrrhocorax graculus</i>	P. sp.
559	<i>Trypanocorax frugilegus</i>	L. sp.
560	<i>Urocissa melanocephala occipitalis</i>	H. sp.
561	<i>Xanthura luxuosa</i>	H. sp.

2^o Famille des Paradiseidés

562	<i>Cicinnurus regius</i>	H. sp.
563	<i>Diphyllodes magnifica</i>	H. sp.
564	<i>Paradisea</i> (= <i>Uranornis</i>) <i>opoda</i>	H. sp.
565	— <i>minor</i>	H. sp.
566	— <i>raggiana</i>	H. sp.
567	— <i>rubra</i>	H. sp.
568	<i>Parotia lawesi</i>	H. sp.

3^o Famille des Ptilinorhynchidés

569	<i>Amblyornis subalaris</i>	H. sp.
570	<i>Aphelocoma c. californica</i>	P. sp.
571	— <i>sordida</i>	P. sp.
572	<i>Chlamydodera orientalis</i>	H. sp.
573	<i>Ptilinorhynchus violaceus</i>	H. sp. ; L. sp.
574	<i>Sericulus melinus</i>	H. sp. ; P. sp.

4^o Famille des Oriolidés

575	<i>Oriolus acrorhynchus</i>	H. sp.
576	— <i>auratus</i>	H. <i>pintoii</i> .
577	— <i>galbula</i>	H. sp. ; L. sp.
578	— <i>kundo</i>	H. <i>orioli</i> .
579	— (= <i>Mimeta</i>) <i>sagittarius</i>	H. sp.
580	— <i>viridis</i>	L. sp.

5^o Famille des Sturnidés

581	<i>Acridotheres tristis</i>	H. sp. ; L. sp.
582	<i>Eulabes</i> (= <i>Ptilogenys</i>) <i>cinereus</i>	H. sp. ; L. sp.
583	— <i>intermedia</i>	H. sp.
584	— <i>javanensis</i>	H. sp.
585	— <i>religiosa</i>	H. sp. ; P. sp.
586	<i>Lamprocolius australis</i>	P. sp.
587	— <i>chalybeas</i>	P. sp.
588	— <i>chloropterus elisabeth</i>	H. <i>morneti</i> .
589	— <i>corruscus</i>	H. <i>morneti</i> .
590	— <i>purpureus</i>	H. sp. ; H. <i>morneti</i> .
591	<i>Lamprolarnis aenus</i>	P. sp.
592	<i>Pastor roseus</i>	H. sp. ; H. <i>pastoris</i>
593	<i>Sarcops calvus</i>	H. sp.
594	<i>Spreo superbus</i>	H. sp. ; L. sp. ; H. sp.
595	<i>Streptoceryle torquata</i>	H. <i>housseyi</i> .

- 596 *Sturnus malabaricus*
 597 — *menzbieri*
 598 — *pastor acriodtherus fuscus*
 599 — *vulgaris*

H. sturnil.
P. sp.
P. sp.
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.* ; *P. relictum.*

6^o Famille des Ictéridés

- 600 *Aptus chopi*
 601 *Agelaius icterocephalus*
 602 — *pheniscus*
 603 *Cassiculus melanicterus*
 604 *Curaeus aterrimus*
 605 *Euphagus cyanocephalus*
 606 *Gnorimopsar c. chopi*
 607 *Icterus cucullatus*
 608 — *galbula*
 609 — *jamaicai*
 610 — *tibialis*
 611 — *wagleri*
 612 *Molothrus ater*
 613 — *a. ater*
 614 — *ater obscurus*
 615 — *badius*
 616 — *b. bonariensis*
 617 *Quiscalus quiscula*
 618 — *quisculus aenus*
 619 — *q. quiscula*
 620 — *versicolor*
 621 *Sturnella (= Trupialis) defilipi*
 622 — *magna*

Toxoplasma avium.
H. sp.
H. sp. ; *P. sp.* ; *P. cathemerium.*
H. sp.
L. sp.
P. sp.
P. circumflexum.
P. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. sp.*
P. sp.
H. sp.
P. cathemerium ; *Toxoplasma sp.*
P. cathemerium ; *P. circumflexum.*
P. sp.
H. sp.
P. cathemerium.
P. sp. ; *Toxoplasma sp.* ; *H. quiscaus.*
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. elongatum* ; *P. hexamerium* ; *P. relictum.*
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.* ; *P. cathemerium* ; *P. relictum* ; *Toxoplasma sp.*
L. fringillinarum.
H. sp.
P. sp.

7^o Famille des Tanagridés

- 623 *Calospiza (= Calliste) cyanocephala*
 624 — *cyanoptera*
 625 — *melanonota*
 626 — *thoracica*
 627 — *tricolor*
 628 *Chlorophonia pretrei*
 629 *Euphonia violacea*
 630 *Pyranga azorae*
 631 — *erythromelas*
 632 — *flava dextra*
 633 — *ludoviciana*
 634 *Ramphocaelus brasilius*
 635 *Tachyphonus coronatus*
 636 *Tanagra cyanoptera*
 637 — *episcopus*
 638 — *flava*
 639 — *palmarum*
 640 — *paradisaea*
 641 — *sayaca*
 642 *Thraupis bonariensis*
 643 — *cana*
 644 — *olivicyanea*

H. sp.
H. sp.
H. sp.
P. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp.
P. sp.
H. sp. ; *L. sp.*
H. sp.
Haemogregarina ramphoceli ; *P. sp.*
Toxoplasma sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp. ; *Haemogregarina tanagrae* ; *Toxoplasma avium.*
P. sp.
H. sp. ; *Toxoplasma sp.*
H. sp.
H. sp.
H. sp.

8° Famille des *Fringillidés*

- 645 *Acanthis* (= *Cannabina*) *linota*
 646 *Alario alario*
 647 *Amaurestes fringilloides*
 648 *Atlapetes b. brunei nucha*
 649 *Brachyspiza capensis*
 650 — *capensis matutina*
 651 — *dabbenei*
 652 — *pileata*
 653 *Cardinalis cardinalis*
 654 — *phoeniceus*
 655 *Carduelis cannabina*
 656 — *carduelis*

 657 — *elegans*
 658 — *spinus*
 659 *Carpodacus mexicanus*
 660 — *mexicanus frontalis*
 661 — *purpureus*
 662 *Chloris chloris*

 663 — *cruminiiferus*
 664 — *hortensis*
 665 — *sinica*
 666 *Chrysomitris* (= *Spinus*) *cucullatus*
 667 *Coccothraustes coccothraustes*

 668 — *melanura*
 669 — *vulgaris*
 670 *Coryphospingue cucullatus*
 671 *Emberiza cirrus*
 672 — *citrinella*
 673 — *elegans*
 674 — *fucata*
 675 — *icterica*
 676 — *melanocephala*
 677 — *miliaria*
 678 — *projer*
 679 — *sulphurata*
 680 — *variabilis*
 681 *Euethia canora*
 682 *Euphonia* (= *Erythrops* ?) *musica*
 683 *Fringilla* (= *Linaria*) *cannabina* (= *Linaria linota*)
 684 — *carduelis*
 685 — *chloris*
 686 — *coelebs*

 687 — *kawarahiba minor* (= *Ligurinus minor*)
 688 — *linota*
 689 — *montifringilla*
 690 — *petronia*
 691 — *serinus*
 692 — *spinus*
 693 *Fringillaria tahapisi gostinghi*
 694 *Gymnorys* (= *Petronia*) *serpentarius*

Toxoplasma sp.
H. sp. ; *L. sp.*
L. sp. ; (R).
H. sp.
Haemogregarina brachyspizae ; *Toxoplasma avium*.
H. sp.
H. sp.
P. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp.
P. sp.
H. fringillae ; *H. globulosus* ; *H. macropigmentatus* ; *P. elongatum*.
H. sp. ; *P. circumflexum*.
L. sp. ; *P. sp.* ; *Toxoplasma sp.*
P. sp. ; *Toxoplasma sp.*
P. sp.
H. fringillae ; *L. sp.*
H. chloriis ; *L. sp.* ; *L. seabrae* ; *P. sp.* ; *P. elongatum* ;
P. relictum ; *Toxoplasma sp.*
P. sp.
H. sp. ; *P. circumflexum*.
H. sp.
H. sp.
L. sp. ; *L. danilewskyi* ; *P. sp.* ; *P. relictum*. ; *Atoxoplasma coccothraustis*.
P. sp.
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.*
H. sp.
L. sp. ; *L. cambournaci*.
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.*
H. sp.
P. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp.
L. sp. ; *P. sp.* ; *P. relictum*.
P. sp.
P. sp.
H. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
P. sp.
H. sp. ; *H. fringillae* ; *H. wenyoni* ; *L. sp.* ; *L. fringillinarum* ;
P. sp. ; *Toxoplasma avium*.
L. sp. ; *P. relictum*.
P. sp.
L. sp. ; *P. sp.*
L. sp. ; *L. gentili*.
H. sp. ; *P. sp.*
P. sp.
H. sp. ; *P. fallax*.
H. sp.

- 695 *Hedimeles ludovicianus*
 696 *Hesperiphona vespertina*
 697 *Junco hyemalis*
 698 *Loxia curvirostra*
 699 *Melospiza melanicterus*
 700 — *melanocephalus*
 701 *Melospiza fasciata*
 702 — *georgiana*
 703 — *melodia cooperi*
 704 — *m. melodia*
 705 *Passerculus sandwichensis*
 706 *Passerella i. iliaca*
 707 *Passerina ciris*
 708 — *versicolor*
 709 *Phonipara (= Euethia) canora*
 710 *Pipilo erythrophthalmus*
 711 — *fuscus crissalis*
 712 *Poaeetes gramineus*
 713 *Polioptila leucopygius riggenbachii*
 714 *Porocaria larvata*
 715 *Propasser rhodocrous*
 716 *Pyrrhula griseiventris*
 717 — *pyrrhula*
 718 *Pyrrhuloxia sinuata*
 719 *Richmondia cardinalis*
 720 *Serinus canarius*
 721 — *flaviventris*
 722 — *hortulanus*
 723 — *icterus*
 724 — *mozambicus* *caniceps*
 725 — *serinus*
 726 *Spermophila (= Sporophila) sp.*
 727 *Spinus citrinellus*
 728 — *spinus*
 729 *Spizella passerina*
 730 — *pusilla*
 731 *Sporophila albigularis*
 732 — *caerulescens*
 733 — *minuta parva*
 734 *Sycalis arvensis*
 735 — *columbiana*
 736 — *flaveola*
 737 *Zonotrichia (= Brachyspiza ?) albicollis*
 738 — *coronata*
 739 — *gambeli*
 740 — *leucophrys*
 741 — *pileata*
 742 *Acanthus linaria*
 743 *Aidemasys cantans*
 744 — *malabarica*
- H. sp.* ; *H. hedimelis*.
P. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. sp.* ; *Toxoplasma sp.*
P. sp. ; *Toxoplasma sp.*
P. sp.
P. sp.
H. sp.
P. sp.
P. sp. ; *Toxoplasma sp.*
P. sp.
P. sp.
H. sp. ; *L. sp.*
Haemogregarina paroariae.
L. sp.
H. sp. ; *L. sp.*
H. sp. ; *L. sp.*
H. sp. ; *P. sp.*
P. sp.
Aegyptianella sp. ; *Lankesterella serini* ; *L. sp.* ; *P. cathemerium* ; *P. elongatum* ; *P. inconstans* ; *P. oti* ; *P. praecox* ; *P. rouxi* ; *P. vughani* ; *Toxoplasma sp.* ; *P. giovannolai* (Exp).
H. sp.
P. circonflexum.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.* ;
H. fringillae.
H. sp.
L. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. cathemerium* ; *Toxoplasma avium*.
P. sp. ; *Toxoplasma avium*.
P. sp.
Haemogregarina sporophila ; *Toxoplasma avium*.
Toxoplasma avium.
L. sp.
H. sp. ; *L. sp.*
H. sp.
Haemogregarina sicalis ; *H. sp.* ; *Toxoplasma sp.*
H. fringillae ; *L. fringillinarum* ; *P. sp.*
P. sp.
P. sp.
P. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
P. praecox
H. sp. ; *P. sp.* ; *Toxoplasma sp.*
H. sp. ; *P. sp.*

9^e Famille des Plocéidés

- 745 *Amadina erythrocephala*
 746 — *fasciata*
 747 *Brachycope anomala*
 749 *Diatropura progne*
 750 *Estrilda astrild*
 751 — *caerulescens*
 752 — *cinerea*
 753 — *melpoda*
 754 — *phaenicotis*
 755 — *subflava*
 756 — *troglodytes*
 757 *Euodice cantans*
 758 *Euplectes* (= *Pyromelaena* ?) *afra*
 759 — *franciscana*
 760 — *hordeaceus*
 761 — *orix*
 762 *Erythrura prasina*
 763 *Fondia capitalis*
 764 — *madagascariensis*
 765 *Gymnorhis xanthacollis*
 766 *Hypargus niveoguttata*
 767 *Hyphantornis* (= *Textor*) *cucullatus*
 768 — *melanocephala*
 769 — *personata* (= *Sitagra luteola*)
 770 — *spilonotus*
 771 — *taeniapterus*
 772 *Lagonistio senegala*
 773 *Malimbus nitens*
 774 *Munia atricapilla*
 775 — *cabanisi*
 776 — *jagori*
 777 — *maja*
 778 — *maga maga*
 779 — *malacea*
 780 — *oryzivora*

 781 — *punctulata*
 782 — *striata*
 783 — *topela*
 784 *Ortygospiza polyzona*
 785 *Oryzivora* (genre ?) *crasirostris*
 786 *Otyphantes reichenowi*
 787 *Passer* sp.
 788 — *chloris*
 789 — *domesticus*

 790 — *domesticus indicus*
 791 — *griseus*
 792 — *hispaniolensis*

 793 — *h. hispaniolensis*
 794 — *iagoensis*

P. sp. ; *Leucocytozoon amadinae*.
H. sp. ; *P. sp.*
L. sp. (R) ; *P. sp.* ; *P. elongatum* ? ; *P. relictum*.
L. sp.
L. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
P. sp.
H. sp.
L. sp. ; *P. relictum* ; *Toxoplasma sp.*
P. sp.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp. ; *L. sp.* ; *Toxoplasma sp.*
L. sp.
H. sp. ; *L. sp.*
H. gymnoridis.
P. sp.
H. sp. ; *L. sp.* (R) ; *P. sp.*
L. bouffardi ; *P. sp.*
H. sp.
H. sp.
H. sp.
H. sp. ; *P. relictum* ; *Toxoplasma avium*.
H. sp. ; *P. sp.*
H. sp. ; *P. sp.* ; *P. praecox* var. *muniae* ; *Toxoplasma sp.*
H. sp. ; *P. sp.*
P. sp.
P. sp. ; *Toxoplasma sp.* ; *P. praecox*.
P. relictum.
Toxoplasma sp.
Atoxoplasma avium ; *Haemogregarina paddae* ; *H. oryzi-*
varae ; *Lankesterella paddae* ; *P. sp.* ; *P. paddae* ; *P. pra-*
cox ; *P. relictum* ; *Toxoplasma avium*.
P. sp. ; *P. relictum*.
P. circumflexum.
H. sp. ; *L. sp.* ; *L. roubaudi* ; *P. sp.* ; *Toxoplasma sp.*
P. sp.
P. sp.
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.*
H. rouxi ; *H. wenyoni* ; *P. sp.*
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.*
H. sp. ; *H. chloris* ; *Lankesterella gornhami* ; *L. sp.* ; *P. sp.* ;
P. cathemerium ; *P. circumflexum* ; *P. danilewskyi* ? ;
P. elongatum ; *P. inconstans* ; *P. major* ; *P. nucleophilum* ;
P. passeris ; *P. praecox* ; *P. relictum* ; *P. rouxi* ; *P. sub-*
praecox ; *Toxoplasma sp.*
Lankesterella adiei.
H. sp. ; *L. sp.* ; *L. monardi* ; *Hepatozoon sp.* , *Toxoplasma*.
H. sp. ; *H. passeris* ; *P. sp.* ; *P. praecox* ; *P. relictum* , *P. sub-*
praecox.
H. wenyoni.
H. sp. ; *L. sp.* ; *P. sp.*

795	— <i>indica</i>	<i>P. sp.</i>
796	— <i>italiae</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>Toxoplasma sp.</i>
797	— <i>melanurus</i>	<i>H. sp.</i>
798	— <i>molinerum</i>	<i>H. granulosum.</i>
799	— <i>m. montanus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. danilewskyi</i> ; <i>P. circumflexum</i> ; <i>Toxoplasma sp.</i>
800	— <i>petronia</i>	<i>H. sp.</i>
801	<i>Penthetria laticauda</i>	<i>H. sp.</i>
802	<i>Petronia petronia</i>	<i>H. sp.</i>
803	<i>Plesiositagra cucullata</i>	<i>P. sp.</i>
804	— <i>nigriceps</i>	<i>H. sp.</i>
805	<i>Ploceipasser mahali</i>	<i>P. sp.</i>
806	<i>Ploceus baya</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i> ; <i>Toxoplasma sp.</i>
807	— <i>cucullatus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
808	— <i>major</i>	<i>P. sp.</i>
809	— <i>manjar (?)</i>	<i>P. sp.</i>
810	— <i>melanocephalus</i>	<i>L. bouffardi.</i>
811	— <i>philippinus</i>	<i>P. sp.</i>
812	<i>Propasser rhodocrous</i>	<i>H. sp.</i>
813	<i>Pyromelaena flammiceps</i>	<i>L. sp.</i>
814	— <i>franciscana</i>	<i>L. sp.</i> ; <i>Toxoplasma avium.</i>
815	<i>Pytilia melba</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
816	<i>Quelea erythropis</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. quelea</i> ; <i>P. relictum</i> ; <i>Toxoplasma avium.</i>
817	— <i>jacksoni</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
818	— <i>quelea</i>	<i>H. sp.</i>
819	<i>Sitagra luteola</i>	<i>P. sp.</i>
820	— <i>monaca</i>	<i>L. sp.</i>
821	<i>Spermestes cucullatus</i>	<i>Hepatozoon spermesti</i> ; <i>H. sp.</i> ; <i>P. relictum</i> ; <i>P. rouxi.</i>
822	<i>Spermospiza haematina</i>	<i>P. sp.</i>
823	<i>Sporaeginthus amandava</i>	<i>P. sp.</i>
824	— <i>melopodus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
825	<i>Steganurus paradisea verruxi</i>	<i>H. sp.</i>
826	<i>Sycobrotus stictifrons</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
827	<i>Textor alector</i>	<i>P. sp.</i>
828	— <i>niger</i>	<i>H. sp.</i>
829	<i>Uraeginthus bengalus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
830	<i>Uroloncha malabarica</i>	<i>H. sp.</i>
831	— <i>punctulata</i>	<i>H. sp.</i>
832	<i>Vidua (= Steganura) paradisea</i>	<i>H. sp.</i>

10° Famille des Alaudidés

833	<i>Alauda (Lullula) arborea</i>	<i>H. sp.</i>
834	— <i>arvensis</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. alaudae</i> ; <i>P. sp.</i> ; <i>P. alaudae</i> ; <i>P. grassi.</i>
		<i>P. subpraecox.</i>
835	— <i>cristata</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
836	<i>Calandrella dukhunensis</i>	<i>P. sp.</i>
837	<i>Eremapteryx leucotis</i>	<i>H. sp.</i>
838	<i>Galerida cristata</i>	<i>H. sp.</i>
839	<i>Otocorys alpestris</i>	<i>H. sp.</i>

11° Famille des Motacillidés

840	<i>Anthus novae-zealandiae</i>	<i>P. sp.</i>
841	— <i>rufulus</i>	<i>H. anthi.</i>
842	— <i>trivialis</i>	<i>H. sp.</i>
843	<i>Calospiza fatuosa</i>	<i>P. sp.</i>
844	<i>Motacilla alba</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i> ; <i>L. danilewskyi</i> ; <i>P. sp.</i>

- | | | | |
|-----|---|----------------------|---------------|
| 845 | — | <i>flava</i> | <i>H. sp.</i> |
| 846 | — | <i>flava feldegg</i> | <i>H. sp.</i> |

12° Famille des Parulidés

- | | | |
|-----|--------------------------------|--------------------------------|
| 847 | <i>Dendroica pinus</i> | <i>P. sp.</i> |
| | — <i>tigrina</i> | <i>P. sp.</i> |
| 848 | <i>Geothlypis trichas</i> | <i>P. sp. ; P. hexamerium.</i> |
| 849 | <i>Myioborus brunneiceps</i> | <i>H. sp.</i> |
| | — <i>miniatus intermedius</i> | <i>L. sp.</i> |
| 850 | <i>Seiurus a. auracapillus</i> | <i>P. sp.</i> |
| 850 | <i>bis— noveboracensis</i> | <i>P. sp.</i> |

13° Famille des Nectariniidés

- | | | |
|-----|---------------------------------|-----------------------|
| 851 | <i>Chalcomitra senegalensis</i> | <i>H.sp. ; L. sp.</i> |
| 852 | <i>Cinnyris amethystina</i> | <i>H. sp.</i> |
| 853 | — <i>chloropygius</i> | <i>P. sp.</i> |
| 854 | — <i>gutturialis</i> | <i>P. sp.</i> |
| 855 | — <i>leucogaster</i> | <i>P. sp.</i> |
| 856 | <i>Hedidypna platyura</i> | <i>H. sp.</i> |
| 857 | <i>Leptocoma zeylanica</i> | <i>H. raymundi.</i> |

14° Famille des Méliphagidés

- | | | |
|-----|--|--------------------------------|
| 858 | <i>Acanthogenys ruficularis</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |
| 859 | <i>Anellobia chrysoptera</i> | <i>L. anellobiae.</i> |
| 860 | <i>Entomyza cyanotis</i> | <i>H. sp. ; L. anellobiae.</i> |
| 861 | <i>Melionis novae-hollandae</i> | <i>H. sp. ; H. meliornis.</i> |
| 862 | <i>Melithreptes atricapillus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 863 | — <i>brevirostris</i> | <i>H. sp.</i> |
| 864 | — <i>lunatus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 865 | — <i>validirostris</i> | <i>H. sp.</i> |
| 866 | <i>Myzantha flavigula</i> | <i>H. sp.</i> |
| 867 | — <i>garrula</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |
| 868 | <i>Myzomela sanguinolenta</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |
| 869 | <i>Phylotis auricomis</i> | <i>H. sp.</i> |
| 870 | — <i>chrysops</i> | <i>H. sp ; H. phylotis.</i> |
| 871 | — <i>fusca</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |
| 872 | — <i>penicillatus</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |
| 873 | — <i>plumula</i> | <i>H. sp.</i> |
| 874 | — <i>sonora</i> | <i>H. sp.</i> |
| 875 | <i>Tropidorhynchus (= Philemon) corniculatus</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |

15° Famille des Coerébidés

- | | | |
|-----|-------------------------------------|---------------|
| 876 | <i>Coereba (= Cyanerpes) cyanea</i> | <i>H. sp.</i> |
| 877 | <i>Cyanerpes cyaneus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 878 | <i>Dacnis cayana (?)</i> | <i>P. sp.</i> |

16° Famille des Dicaeuidés

- | | | |
|---------|----------------------------------|------------------------|
| 878 bis | <i>Dicaeum oruentatum</i> | <i>P. vaughani.</i> |
| 879 | <i>Dicaeum hirundinaceum</i> | <i>H. sp.</i> |
| 880 | <i>Pardalotus melanocephalus</i> | <i>H. sp. ; L. sp.</i> |

17° Famille des Zosteropidés

- | | | |
|-----|--|---------------|
| 881 | <i>Zosterops caeruleus (= lateralis)</i> | <i>H. sp.</i> |
|-----|--|---------------|

882	—	<i>chlorophea</i>	L. sp.
883	—	<i>flavifrons majuscula</i>	P. vughani.
884	—	<i>flavifrons brevicauda</i>	P. vughani.
886	—	<i>japonica</i>	H. sp. ; L. sp.
886	—	<i>palpebrosa peguensis</i>	H. sp. ; P. sp.
887	—	<i>simplex</i>	H. sp.

18° Famille des Sittidés

888	<i>Sitta caesia</i>	H. sp.
-----	---------------------	--------

19° Famille des Paridés

889	<i>Aphelocephala leucopis</i>	H. sp.
890	<i>Machlolophus xanthogenys</i>	H. sp.
891	<i>Parus</i> (= <i>Periparus</i>) <i>ater</i>	H. sp.
892	— (= <i>Cyanites</i>) <i>caerulescens</i>	H. sp.
893	— <i>major</i>	H. sp. ; L. sp ; L. danilewskyi ; L. majoris ; P. sp. ; P. majoris.
894	— (= <i>Poecile</i>) <i>palustris</i>	H. sp.

20° Famille des Laniidés

895	<i>Corvinella corvina</i>	H. sp. ; L. sp.
896	<i>Gymnorhina leuconota</i>	L. sp.
897	— <i>schizarhis personata</i>	L. sp.
898	<i>Lanius</i> (= <i>Cephalophoneus</i>) <i>bucephalus</i>	H. sp.
899	— <i>collaris</i>	Toxoplasma sp.
900	— <i>collurio</i>	Atoxoplasma sp. ; H. sp. ; H. fringillae ; L. sp. ; P. sp.
901	— <i>excubitor</i>	H. sp. ; L. sp. ; ; P. sp.
902	— <i>minor</i>	H. sp.
903	— <i>nasutus</i>	P. sp.
904	— <i>rufus</i> (= <i>Phoenus rutilus</i>)	H. sp.
905	— <i>schah</i>	H. lani.
906	<i>Otomela lucionensis</i>	P. sp.

21° Famille des Prionopidés

907	<i>Grallina picata</i>	H. sp.
908	<i>Prionops plumatus</i>	L. sp.
909	— <i>talacoma</i>	L. sp.
910	<i>Tephrodornis pondiceriana</i>	H. tephrodornis.

22° Famille des Viréonidés

911	<i>Vireo chivi</i>	H. sp.
-----	--------------------	--------

23° Famille des Artamidés

912	<i>Artamus superciliosus</i>	L. sp.
-----	------------------------------	--------

24° Famille des Dicruridés

913	<i>Anellobia chrysoptera</i>	H. sp.
914	<i>Chibia</i> (= <i>Dicruropsis</i>) <i>bracteata</i>	H. sp.
915	<i>Dicrurus macrocercus</i>	H. dicruri

25° Famille des Campéphagidés

916	<i>Pericrocotus elegans</i> (= <i>P. speciosus</i>)	H. sp.
-----	--	--------

26^e Famille des Pycnonotidés

917	<i>Aegithina liphia</i>	<i>H. aegithinae.</i>
918	<i>Chloropsis aurifrons</i>	<i>H. sp. ; L. sp. ; L. chloropsidis ; P. chloropsidis.</i>
918 bis	<i>Chloropsis cyanopogon</i>	<i>P. rouxi.</i>
919	— <i>zosterops</i>	<i>L. sp.</i>
920	<i>Hypsipetes amaurotis</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
921	<i>Iole gularis</i>	<i>P. sp.</i>
922	<i>Ixus hainanus</i>	<i>L. sp. ; L. brimonti.</i>
923	<i>Melananotus poliocephalus</i>	<i>L. sp.</i>
924	<i>Phyllostrophus strepitans</i>	<i>H. sp.</i>
925	<i>Pycnonotus sp.</i>	<i>L. sp.</i>
926	— <i>barbatus</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
926 bis	— <i>dispar</i>	<i>P. vaughani.</i>
926 ter	— <i>garavier</i>	<i>P. rouxi.</i>
927	— <i>jacusus</i>	<i>P. sp.</i>
928	— <i>layardi</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
929	— <i>tricolor</i>	<i>L. sp. (R)</i>
930	<i>Otocompsa emeria</i>	<i>H. otocompsae.</i>
931	— <i>flaviventris</i>	<i>H. sp.</i>

27^e Famille des Timaliidés

932	<i>Argya rubiginosa</i>	<i>Atoxoplasma argyae ; H. sp. ; Lankesterella argyae.</i>
933	<i>Crateropus bicolor</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
934	— <i>striatus</i>	<i>H. sp.</i>
935	<i>Dumetia hyperythra</i>	<i>P. sp.</i>
936	<i>Garrulax albigularis</i>	<i>H. sp.</i>
937	— <i>glandarius</i>	<i>P. sp.</i>
938	— <i>leucolophus</i>	<i>P. sp.</i>
939	— (= <i>Laletes</i>) <i>lanceolatus</i>	<i>H. sp.</i>
940	<i>Lanthocincla rufigularis</i>	<i>L. sp.</i>
941	<i>Lothrix luteus</i>	<i>H. sp. ; L. sp. ; L. lothricis ; P. sp. ; P. tenuis ; Toxoplasma lothricis.</i>
942	<i>Mesia argentouris</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
943	<i>Pomathorhinus musicus</i>	<i>H. sp.</i>
944	— <i>superciliatus</i>	<i>H. sp.</i>
944 bis	— <i>hypoleucos</i>	<i>P. rouxi.</i>
945	<i>Suthora gularis</i>	<i>H. sp. ; L. sp. ; P. sp.</i>

28^e Famille des Turdidés

946	<i>Catharus mexicanus cantator</i>	<i>H. sp.</i>
947	<i>Cichloselys sibericus</i>	<i>H. sp.</i>
948	<i>Cittocincla macrura</i>	<i>H. sp.</i>
948 bis	<i>Copsychus malabaricus</i>	<i>P. rouxi.</i>
949	<i>Copsychus saularis</i>	<i>H. moruony ;</i>
950	— <i>sauularis musicus</i>	<i>H. sp. ; P. circumflexum.</i>
951	<i>Erithacus lusciana</i> (= <i>Aedon magarhyncha</i>)	<i>H. sp.</i>
952	— (= <i>Sylvia</i>) <i>rubecula</i>	<i>H. sp.</i>
953	<i>Geocichla lunulata</i>	<i>H. sp. ; H. geocichlae.</i>
953 bis	— <i>sibirica</i>	<i>P. rouxi.</i>
954	— <i>varia</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
955	<i>Hyllocichla musica</i>	<i>P. sp.</i>
956	— <i>mustelina</i>	<i>P. praecox.</i>
957	<i>Kittacichla macroura</i>	<i>P. sp.</i>
958	<i>Lucinia sp.</i>	<i>P. sp.</i>

959	—	<i>phoenicurus</i>	<i>H. sp.</i>
960	<i>Merula</i>	<i>boulboul</i>	<i>P. sp.</i>
961	—	<i>merula</i>	<i>L. mirandae.</i>
962	—	<i>migratoria</i>	<i>H. sp. ; L. sp. ; P. sp.</i>
963	—	<i>nigra</i>	<i>P. sp.</i>
964	—	<i>vulgaris</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
965	<i>Monticola</i>	<i>sp</i>	<i>L. sp.</i>
966	—	<i>alba</i>	<i>L. sp.</i>
967	—	<i>saxatilis</i>	<i>P. sp.</i>
967	<i>Oreicola</i>	<i>ferra</i>	<i>L. sp.</i>
968	<i>Phoenicurus</i> (= <i>Rusticilla</i>)	<i>phoenicurus</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
969	<i>Petrophila</i>	<i>cinclothyneha</i>	<i>P. sp.</i>
970	<i>Pratincola</i>	<i>caprata</i>	<i>Toxoplasma sp.</i>
971	<i>Ruficilla</i>	<i>aurorea</i>	<i>L. sp.</i>
972	<i>Saxicola</i>	<i>oenanthe</i>	<i>H. sp. ; P. sp.</i>
973	—	<i>saxex saxilaris</i>	<i>P. sp.</i>
974	—	<i>stambajina</i>	<i>H. sp.</i>
975	<i>Sialia</i>	<i>currucoides</i>	<i>P. sp.</i>
976	—	<i>mexicana occidentalis</i>	<i>P. sp.</i>
977	—	<i>s. sialis</i>	<i>H. sp. ; L. sp. ; P. sp. ; P. hexamerium.</i>
978	<i>Thamnoleda</i>	<i>cinnamomei</i>	<i>H. sp.</i>
979	<i>Turdus</i>	<i>fumigatus</i>	<i>H. sp.</i>
980	—	<i>fuscatus</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
981	—	<i>iliacus</i>	<i>P. circumflexum.</i>
982	—	<i>leucomelas</i>	<i>P. nucleophilum. P. praecox ; P. vughani.</i>
983	—	<i>merula</i>	<i>H. sp. ; P. sp. ; P. tenuis ; P. giovannolai.</i>
984	—	<i>migratorius</i>	<i>L. mirandae ; P. sp. ; P. vughani.</i>
985	—	<i>musicus</i>	<i>H. sp. ; L. sp. ; L. dubreuilii ; P. sp.</i>
986	—	<i>mustelinus</i>	<i>P. sp.</i>
987	—	<i>obscurus</i>	<i>H. sp. ; L. sp.</i>
988	—	<i>pollidus</i>	<i>H. sp ; L. sp.</i>
989	—	<i>philomenas</i>	<i>L. sp ; P. sp.</i>
990	—	<i>pilaris</i>	<i>L. sp ; L. francai ; P. sp. ; P. circumflexum.</i>
991	—	<i>rufiventris</i>	<i>P. sp. ; Toxoplasma avium.</i>

29^e Famille des Mimidés

992	<i>Dumetella</i>	<i>carolinensis</i>	<i>P. hexamerium ; P. nucleophilum ; P. vughani ; Toxoplasma sp.</i>
993	<i>Mimus</i>	<i>polyglottus</i>	<i>P. sp.</i>
994	—	<i>polyglottus leucopterus</i>	<i>P. sp.</i>
995	—	<i>saturnius modulator</i>	<i>P. sp.</i>
996	<i>Toxostoma</i>	<i>cinereus</i>	<i>P. sp.</i>
997	—	<i>redivivum</i>	<i>P. sp.</i>
998	—	<i>rufum</i>	<i>H. sp. ; H. beckeri ; P. sp.</i>

30^e Famille des Prunellidés

999	<i>Prunella</i>	<i>collaris</i>	<i>H. sp.</i>
-----	-----------------	-----------------	---------------

31^e Famille des Troglodytidés

1000	<i>Troglodytes</i>	<i>aedon</i>	<i>P. sp.</i>
1001	—	<i>parvulus</i>	<i>H. sp.</i>

32^e Famille des Sylviidés

1002	<i>Acrocephalus</i>	<i>schoenobaenus</i>	<i>H. sp.</i>
1003	—	<i>steperus</i>	<i>P. sp.</i>
1004	<i>Hypoleis</i>	<i>hypoleis</i>	<i>Aegyptionella sp.</i>

1005	<i>Orthotomus</i> (= <i>Sutoria</i>) <i>sutorius</i>	<i>H. sp.</i>
1006	<i>Phylloscopus bonellii</i>	<i>H. sp.</i>
1007	— <i>rufus</i>	<i>H. sp.</i>
1007	<i>Prinia extensicauda</i>	<i>P. sp.</i>
1008	<i>Sylvia atricapilla</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
1009	— <i>curruca</i>	<i>L. sp.</i>
1010	— <i>hortensis</i>	<i>H. sp.</i>
1011	— <i>icterina</i>	<i>H. sp.</i>
1012	— <i>rubecula</i>	<i>H. sp.</i>
1013	— (= <i>Phylloscopus</i>) <i>sibilatrix</i>	<i>H. sp.</i>
1014	— <i>sylvia</i>	<i>H. sp.</i>
1015	— <i>torchila</i>	<i>H. sp.</i>

33° Famille des *Muscicapidés*

1016	<i>Cyanoptila bella</i>	<i>H. sp.</i>
1017	<i>Gerygone albigularis</i>	<i>H. sp.</i>
1018	<i>Microeca fascians</i>	<i>H. sp.</i>
1019	<i>Melaenornis edoloides</i>	<i>H. sp.</i>
1020	<i>Muscicapa griseola</i>	<i>H. sp.</i>
1021	<i>Myiagra nitida</i>	<i>H. sp.</i>
1022	<i>Petroeca phaenicia</i>	<i>H. sp.</i>
1023	<i>Stoeparola melanops</i>	<i>P. sp.</i>

34° Famille des *Hirundinidés*

1024	<i>Atticora cyanooleuca</i>	<i>Haemogregarina atticorae</i> ; <i>P. sp.</i> ; <i>Toxoplasma avium</i> .
1025	<i>Chelidon urbica</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>H. chelidonis</i> .
1026	<i>Hirundo sp.</i>	<i>H. danilewskyi</i> var. <i>hirundinis</i>
1027	— <i>aethiopica</i>	<i>H. sp.</i>
1028	— <i>rustica</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>P. sp.</i>
1029	<i>Iridoprocne bicolor</i>	<i>P. sp.</i>
1030	<i>Petrochelidon a. albifrons</i>	<i>P. sp.</i>
1031	— <i>l. lunifrons</i>	<i>P. sp.</i> ; <i>P. polare</i> .
1032	<i>Progne subis</i>	<i>P. sp.</i>
1033	— <i>rubius</i>	<i>H. prognei</i> .

35° Famille des *Pittidés*

1033 bis	<i>Pitta megarhyncha</i>	<i>P. rouxi</i>
1034	<i>Pitta novae-hollandae</i>	<i>P. sp.</i>

36° Famille des *Cotingidés*

1035	<i>Pachyrhamphus</i> (= <i>Hadrostomus</i>) <i>rufus</i>	<i>H. sp.</i>
1035 bis	— <i>polychropterus</i>	<i>H. sp.</i>

37° Famille des *Tyrannidés*

1036	<i>Casiempis flaveola</i>	<i>H. sp.</i>
1037	<i>Elaena albiceps</i>	<i>Toxoplasma avium</i>
1038	<i>Empidonax flaviventris</i>	<i>H. sp.</i>
1039	<i>Machetornis rixosa</i>	<i>H. sp.</i>
1040	<i>Muscivora tyrannus</i>	<i>H. sp.</i>
1041	<i>Myiarchus tyrannulus</i>	<i>P. sp.</i>
1042	<i>Myiozetetes texensis</i>	<i>H. sp.</i>
1043	— <i>similis</i>	<i>H. sp.</i>
1044	<i>Myiodynastes l. luteiventris</i>	<i>H. sp.</i>
1045	<i>Pitangus sulfuratus</i>	<i>Toxoplasma avium</i> .
1046	<i>Pitangus sulfuratus bolivianus</i>	<i>H. sp.</i> ; <i>L. sp.</i>
1047	— — <i>derbianus</i>	<i>H. sp.</i>
1048	— — <i>maximiliani</i>	<i>H. sp.</i>

- | | | |
|------|----------------------------|--------------------------|
| 1049 | <i>Tyrannus intrepidus</i> | <i>Toxoplasma avium.</i> |
| 1050 | — <i>melancholicus</i> | <i>H. sp.</i> |

38^o Famille des Furnariidés

- | | | |
|------|-------------------------------|---------------|
| 1051 | <i>Synallaxis ruficapilla</i> | <i>P. sp.</i> |
|------|-------------------------------|---------------|

39^o Famille des Dendrocolaptidés

- | | | |
|------|--|---------------|
| 1052 | <i>Automolus rubiginosus veraeapacis</i> | <i>P. sp.</i> |
| 1053 | <i>Lepidocolaptes angustirostris</i> | <i>H. sp.</i> |
| 1054 | <i>Taenioptera negata</i> | <i>H. sp.</i> |
| 1055 | — <i>pygia castanotis</i> | <i>H. sp.</i> |
| 1056 | <i>Xiphocolaptes procerus</i> | <i>H. sp.</i> |
| 1057 | — <i>major</i> | <i>H. sp.</i> |

40^o Famille des Formicariidés

- | | | |
|------|----------------------------------|---------------|
| 1058 | <i>Thamnophilus ruficapillus</i> | <i>P. sp.</i> |
|------|----------------------------------|---------------|

Note : Parasites d'oiseaux non nommés zoologiquement : *Haemoproteus achilochus* ; *H. rileyi* ; *H. cherchenis*.

SUMMARY

**Avian protozoa parasitic on the red blood cells and histiocyte system.
An attempt to clarify the nomenclature.**

In a review of the protozoa which may be encountered in the red cells and reticulo-endothelial system of birds, the author has studied respectively the following parasites :

Plasmodium, Haemoproteus, Leucocytozoon, Toxoplasma, and Aegyptianella, as well as related parasites, and Lancasterella.

Certain parasites are described in detail and after each group there follows a list of protozoa of doubtful identity by reason of a synonym or because of some ambiguity in their original description.

An index is also included whereby it is possible to find for each bird, the different parasites mentioned in the literature.

As regards reference to other authors who have studied these parasites, a list will appear later as a separate publication.

RESUMEN

Los protozoos de las aves, parásitos de los hematíes y del sistema histiocitario. Pruebas de una nueva nomenclatura.

Pasando en revista todos los protozoos que se pueden encontrar en los hematíes o en el S. R. de las aves, el autor estudia sucesivamente :

Los Plasmodium,
Los Haemoproteus,
Los Leucocytozoon,
Los Toxoplasmas,

Los Aegyptianella, al mismo tiempo que otros parásitos aparentados y por último las lancesterellas.

Algunos parásitos son descritos con algún que otro detalle, y al final del estudio de cada grupo, una lista reúne los protozoos de validez dudosa, a causa de una sinonimia posible o por falta de precisión en cuanto a su descripción original.

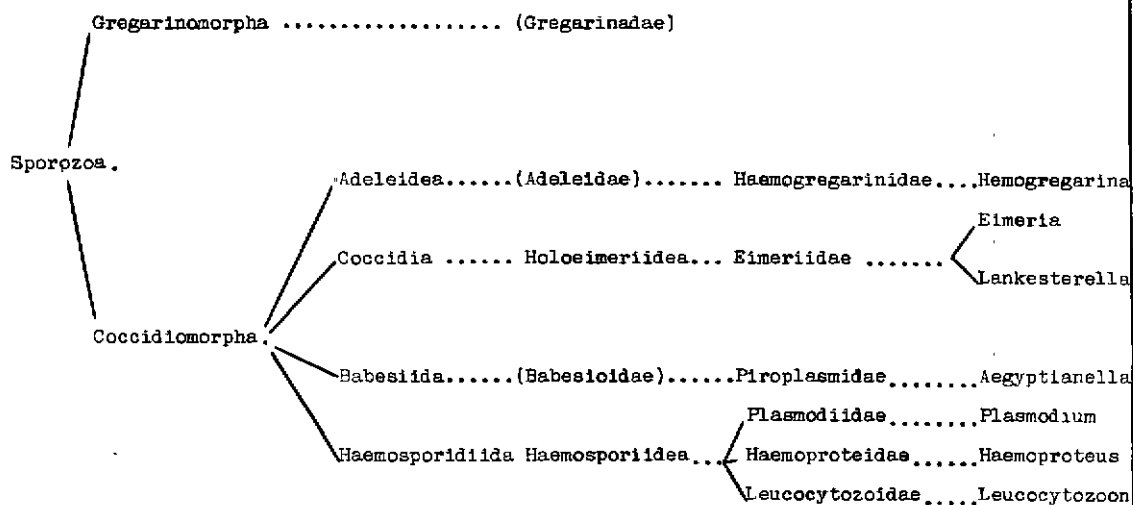
Da, también un índice en el que es posible encontrar para cada especie aviar los diferentes parásitos señalados por la literatura.

En cuanto a los nombres de los autores habiendo estudiado los mismos parásitos, una lista será publicada próximamente, en publicación complementaria.

Tableau d'identification des grands groupes de parasites signalés dans ce travail .

Parasites visibles dans le sang périphérique. Dans les hématies ou les leucocytes.	Petites masses parasitaires punctiformes. Granulations au nombre, de 1 à 8 en moyenne.	AEGYPTIANELLA
	Masse parasitaire volumineuse pouvant occuper une partie ou la totalité du cytoplasme des hématies dont le contour est reconnaissable et généralement bien conservé. Granulations pigmentaires en nombre variable dispersées dans le parasite.	Des parasites anaplasmoïdes ou annulaires, et des masses parasitaires plurinucléées (=Schizonte).	PLASMODIUM
	Masse parasitaire volumineuse généralement non circonscrite par le schéma général d'une hématie. Éléments globuleux ou en navettes.	Petits et gros parasites situés entre le noyau et le bord de l'hématie. Aspect en croissant. Jamais de masses parasitaires plurinucléées (=Schizonte).	HAEMOPROTEUS
Parasites plus rarement visibles dans le sang périphérique. Dans les leucocytes sur des frottis d'oxygène, en principe jamais dans les hématies.	Forme caractéristique en banane hétéropolaire. Visibles dans les lymphocytes et les monocytes, sur des frottis d'organes ou dans le sang circulant. Eventuellement dans les sérosités péritonéales. Dimensions $2\mu \times 7\mu$ en moyenne.	LEUCOCYTOZON
	Parasites des monocytes et des lymphocytes, rarement libres dans le sang. Forme générale en saucisse à contour vague. Situés dans une vacuole des leucocytes parasités. Dimensions $3\mu \times 5\mu$ en moyenne	TOXOPLASMA
		LANKESTERELLA

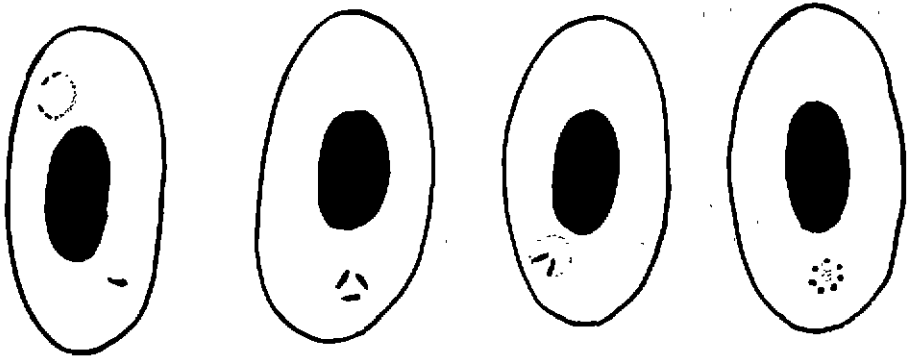
Sous - embranchement des Sporozoaires



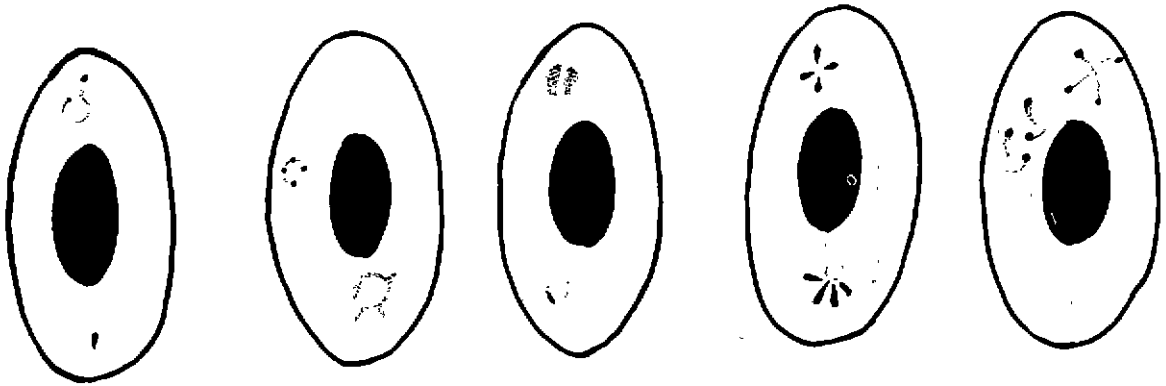
Parasites de nature incertaine.

Toxoplasma.
Atoxoplasma ?

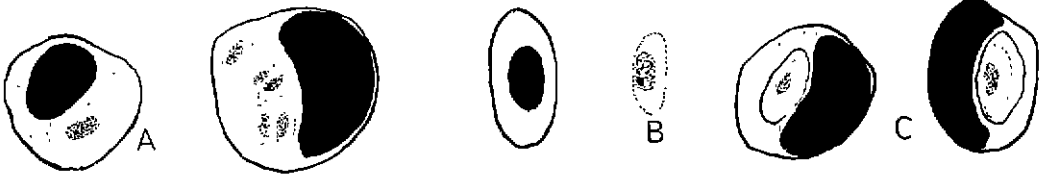
PLANCHE I. — AEGYPTIANELLA ET DIVERS



I AEGYPTIANELLA PULLORUM



II AEGYPTIANELLA (BABESIA) MOSHKOVSKII



III



I) *Aegyptianella pullorum*.

II) *Aegyptianella moshkovskii* (Plusieurs formes de parasites sont groupées dans une même hématie).

III) *Toxoplasma* et parasites divers.

A) *Atoxoplasma argyae* dans des monocytes.

B) Forme libre du même parasite.

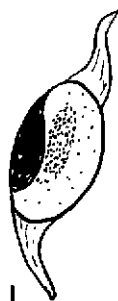
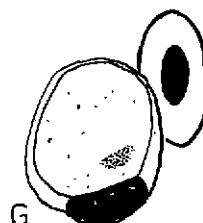
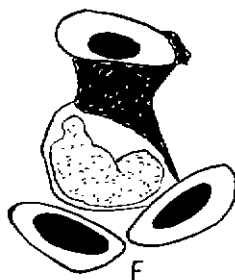
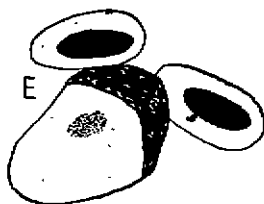
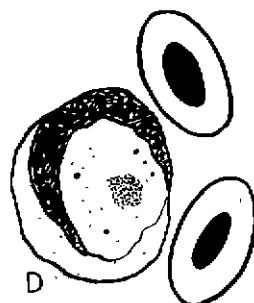
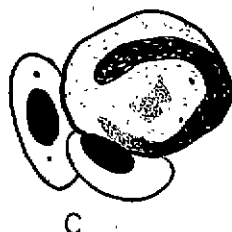
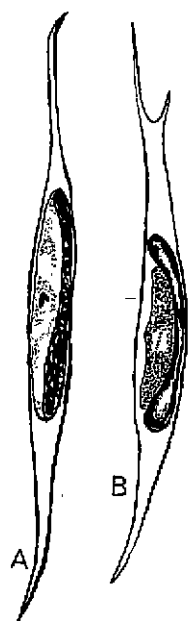
C) *Lankesterella garnhami*.

D) *Hepatozoon adiei*.

E) *Toxoplasma gondii* (exsudat péritoneal de souris).

F) *Toxoplasme* endoglobulaire (sang de moineau).

PLANCHE II. — LEUCOCYTOZOOM



A) *Leucocytozoon simondi* Microgamétocyte.

B) *Leucocytozoon simondi* Macrogamétocyte.

C) *Leucocytozoon mirandae* Macrogamétocyte.

D) *Leucocytozoon schoutedeni* Macrogamétocyte.

E) *Leucocytozoon marchouxii* Macrogamétocyte.

F) *Leucocytozoon marchouxii* Microgamétocyte.

G) *Leucocytozoon caulleryi* Macrogamétocyte.

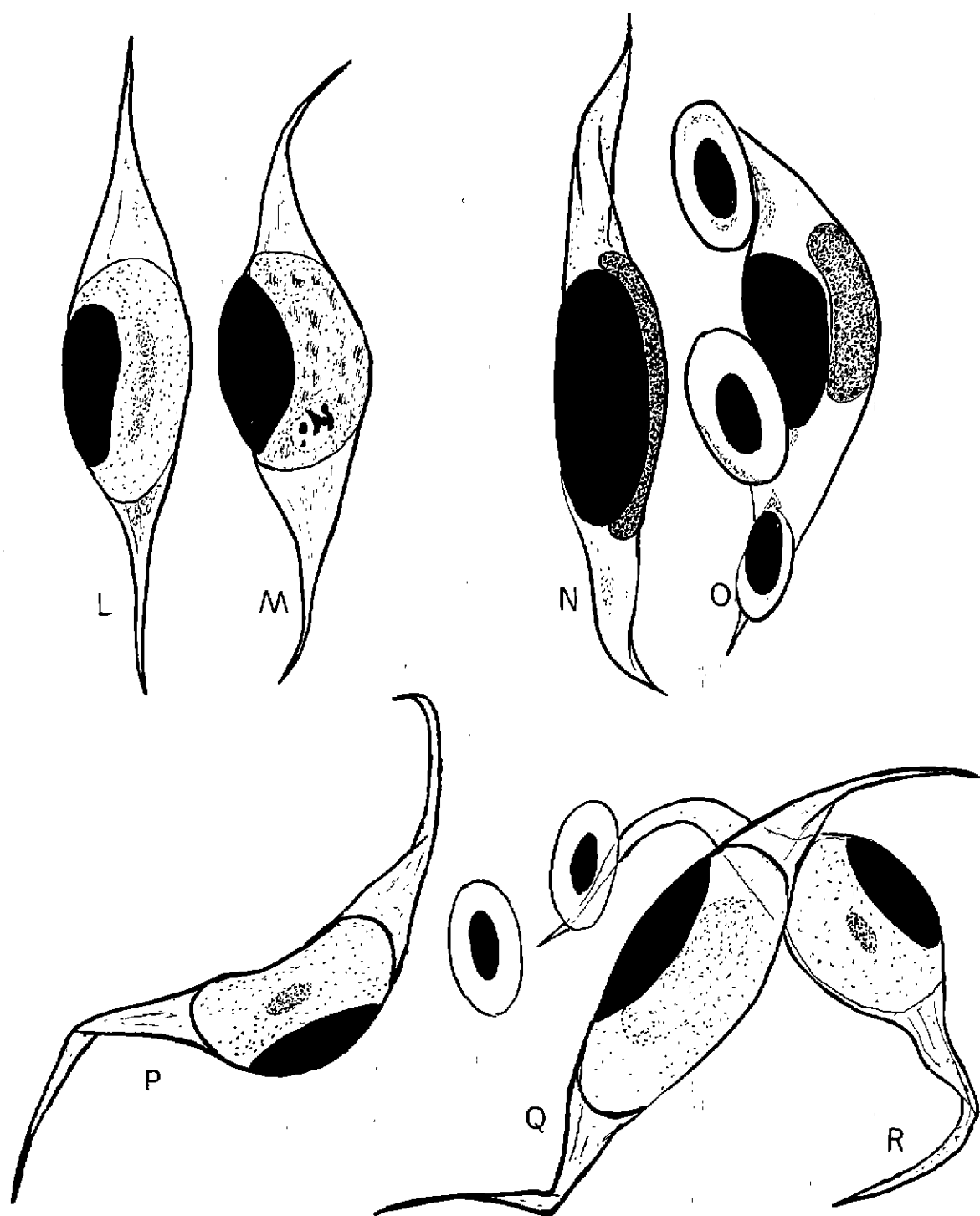
H) *Leucocytozoon* sp. (Dhanapala) Macrogamétocyte.

I) *Leucocytozoon* sp. (Dhanapala) Microgamétocyte.

J) *Leucocytozoon smithi* Macrogamétocyte en voie de développement ?

K) *Leucocytozoon smithi* Macrogamétocyte.

PLANCHE III. — LEUCOCYTOZOOM (suite)



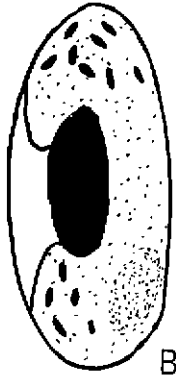
L) *Leucocytozoon neavei* Microgamétocyte.
 M) *Leucocytozoon neavei* Macrogamétocyte.
 N) *Leucocytozoon ziemanni* Macrogamétocyte.
 O) *Leucocytozoon ziemanni* Microgamétocyte.

P) *Leucocytozoon sabrazezi* Macrogamétocyte.
 Q) *Leucocytozoon sabrazezi* Microgamétocyte.
 R) *Leucocytozoon sabrazezi* Macrogamétocyte.

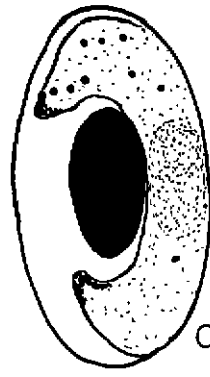
PLANCHE IV. — HAEMOPROTEUS



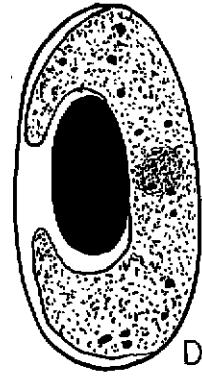
A



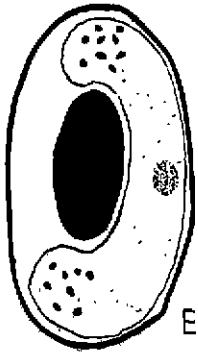
B



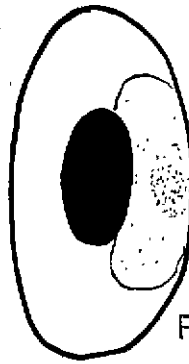
C



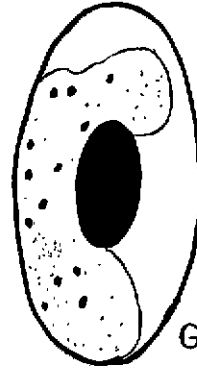
D



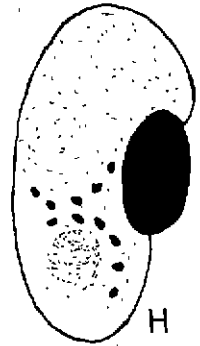
E



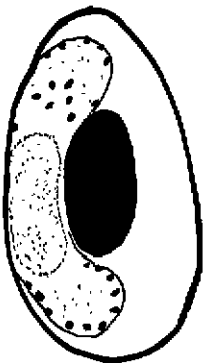
F



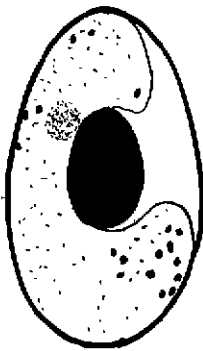
G



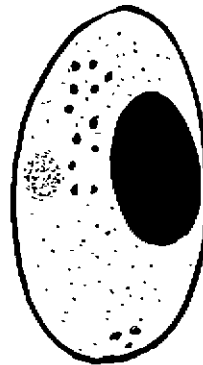
H



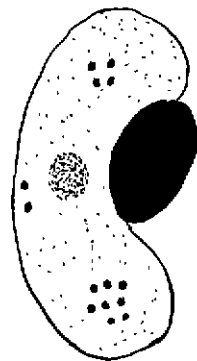
I



J



K

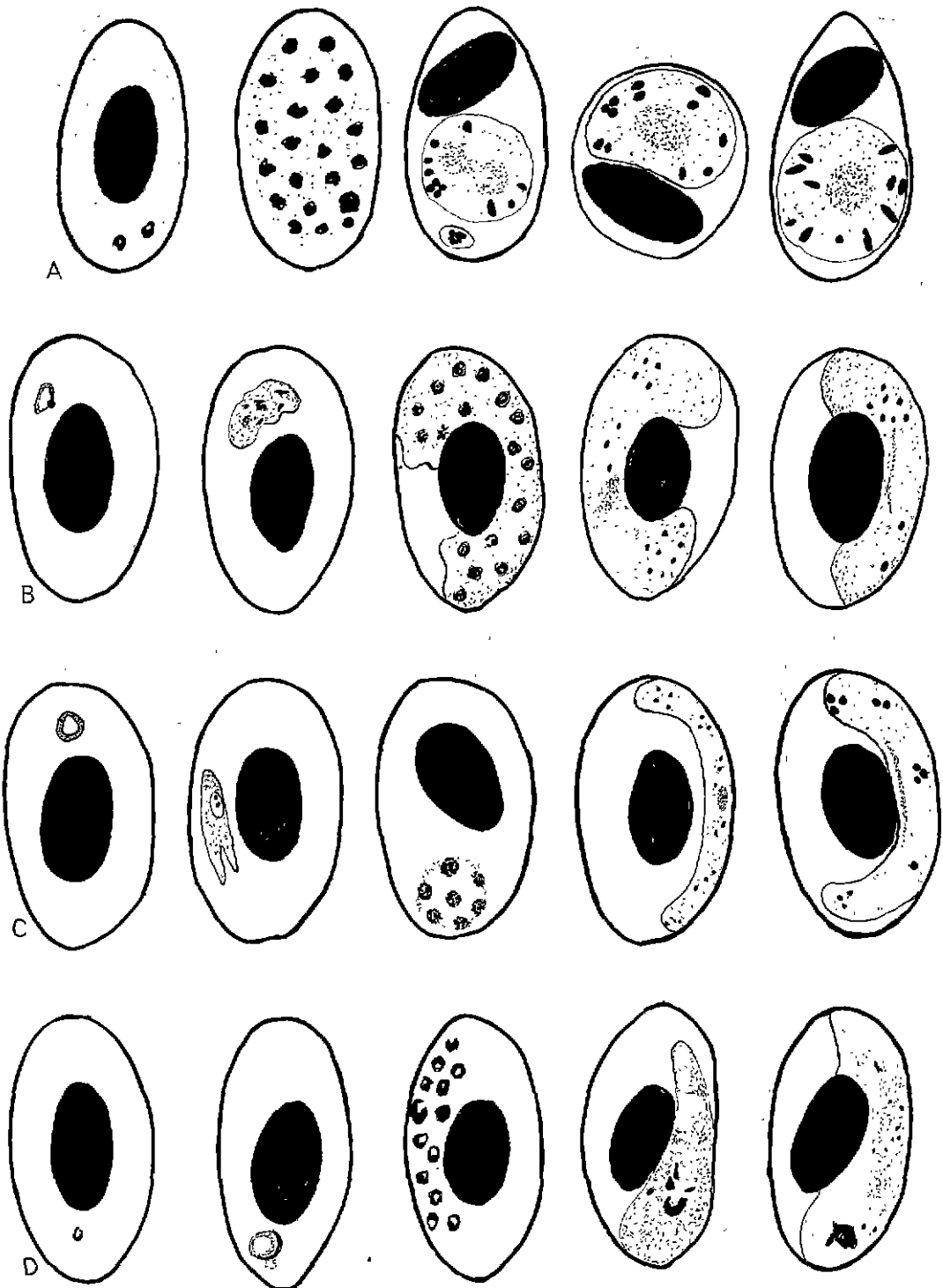


L

- A) *Haemoproteus fringillae* : Gamétocyte femelle.
 B) *Haemoproteus fringillae* : Gamétocyte mâle.
 C) *Haemoproteus canachites* : Gamétocyte mâle.
 D) *Haemoproteus canachites* : Gamétocyte femelle.
 E) *Haemoproteus columbae* : Gamétocyte femelle.
 F) *Haemoproteus wenyoni* : Jeune parasite en voie de différenciation sexuelle.

- G) *Haemoproteus wenyoni* : Gamétocyte femelle ?
 H) *Haemoproteus wenyoni* : Gamétocyte mâle ?
 I) *Haemoproteus lophortyx* : Gamétocyte mâle.
 J) *Haemoproteus lophortyx* : Gamétocyte femelle.
 K) *Haemoproteus danilewskyi* : Gamétocyte femelle ?
 L) *Haemoproteus danilewskyi* : Gamétocyte femelle ?

PLANCHE V. — PLASMODIUM



Les observations sont faites de gauche à droite.

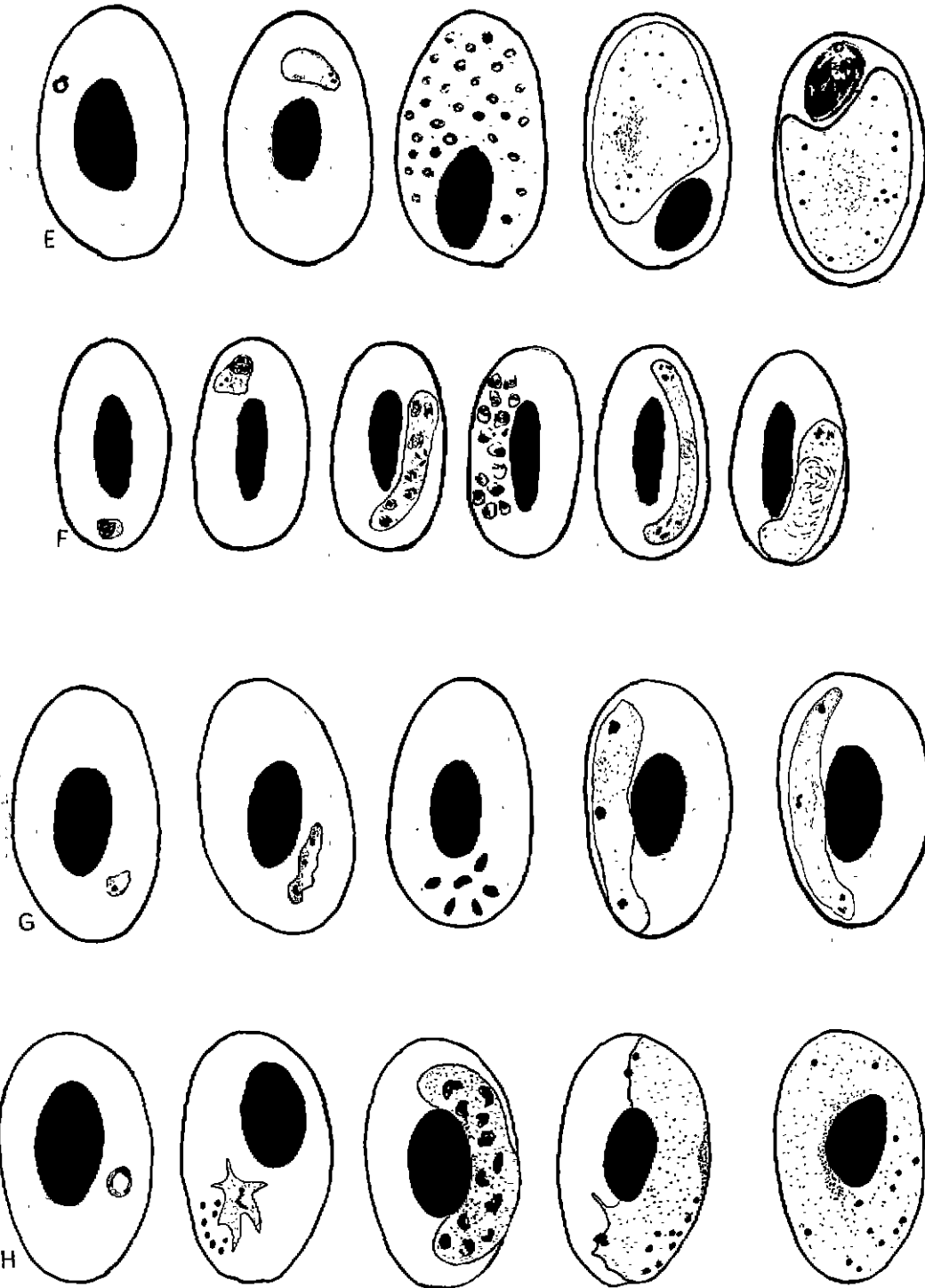
A) *Plasmodium cathemerium* : 1) Jeune parasite dans une hématie ; 2) Schizonte ; 3 et 4) Macrogamétocytes ; 5) Microgamétocyte.

B) *Plasmodium circumflexum* : 1 et 2) Jeunes parasites (trophozoïtes) ; 3) Schizonte ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

C) *Plasmodium elongatum* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Schizonte ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

D) *Plasmodium fallax* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Schizonte ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

PLANCHE VI — PLASMODIUM (suite)



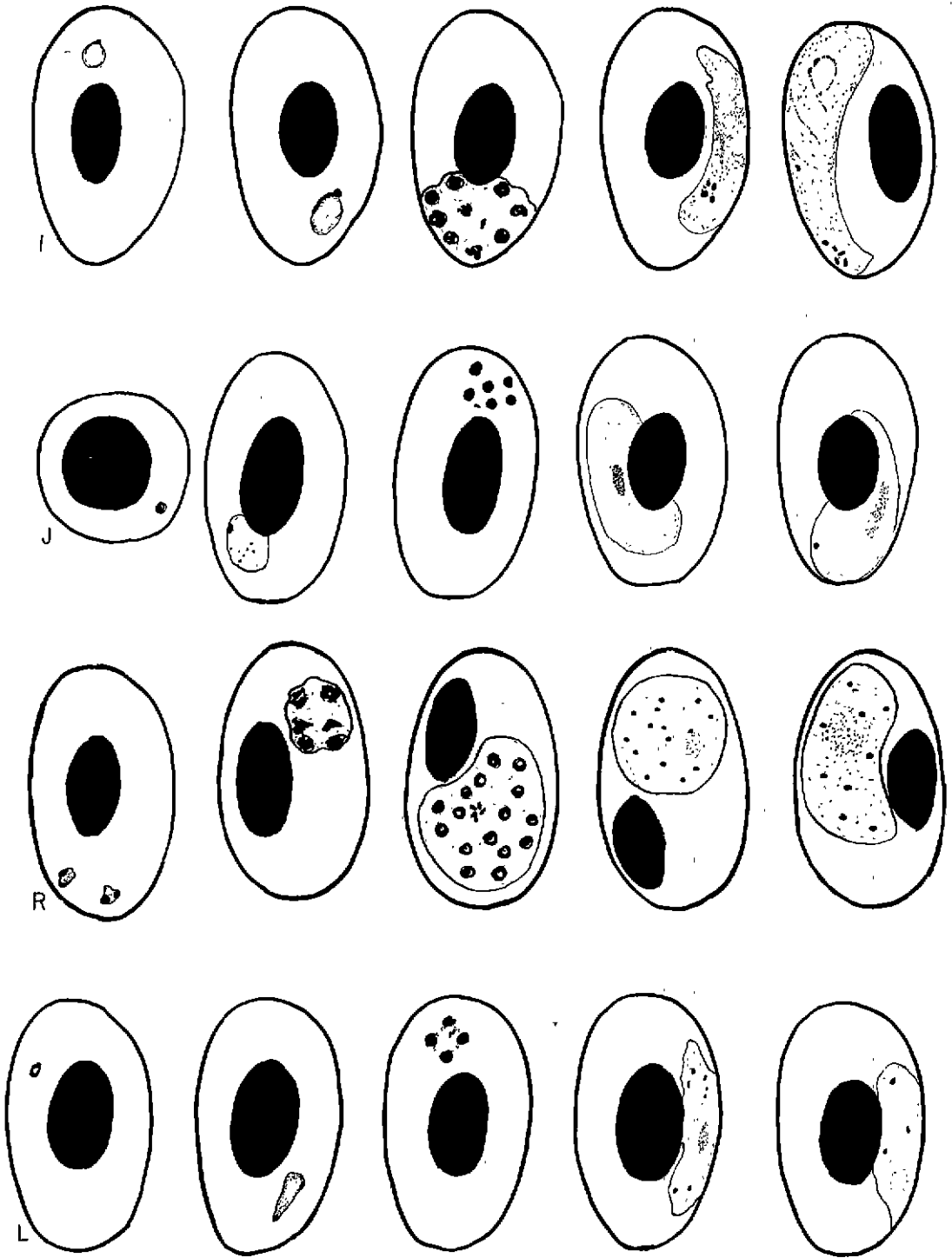
E) *Plasmodium gallinaceum* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Schizonte ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

F) *Plasmodium gundersi* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Parasite plus vieux mais encore indifférencié et dans lequel apparaissent des grains de pigment ; 4) Schizonte ; 5) Macrogamétocyte ; 6) Microgamétocyte.

G) *Plasmodium hexamerium* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Forme schizontique ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

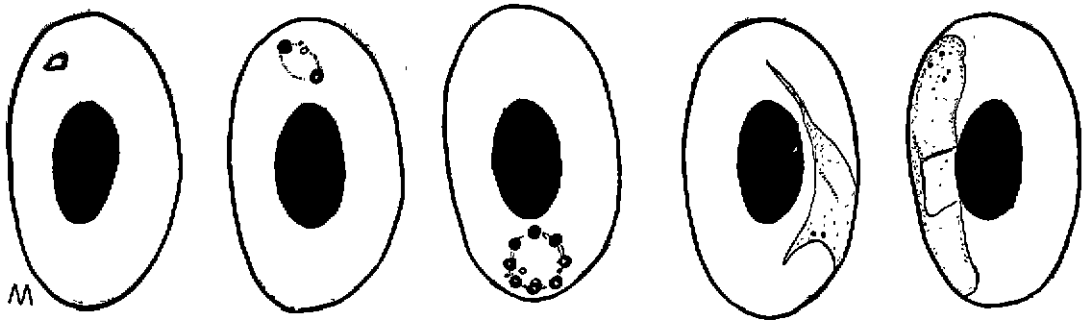
H) *Plasmodium lophurae* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Schizonte ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

PLANCHE VII. — PLASMODIUM (suite)



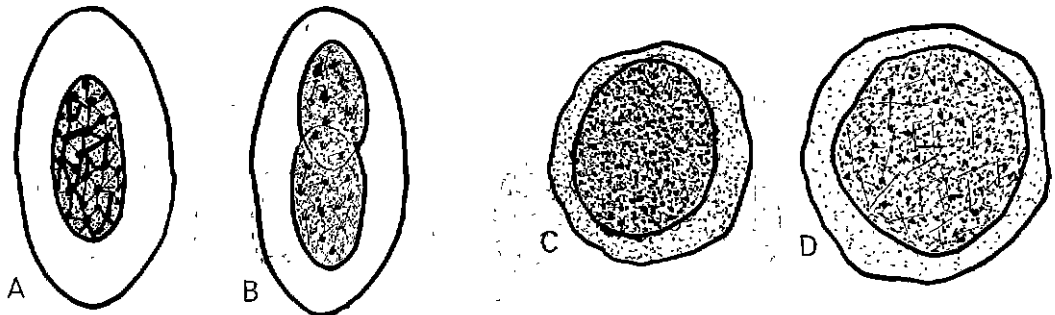
- I) *Plasmodium polare* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Schizonte ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.
 J) *Plasmodium nucleophilum* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Forme schizogonique ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.
 K) *Plasmodium relictum* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Schizonte ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.
 L) *Plasmodium rouxi* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Forme schizogonique ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

PLANCHE VIII — PLASMODIUM (suite)



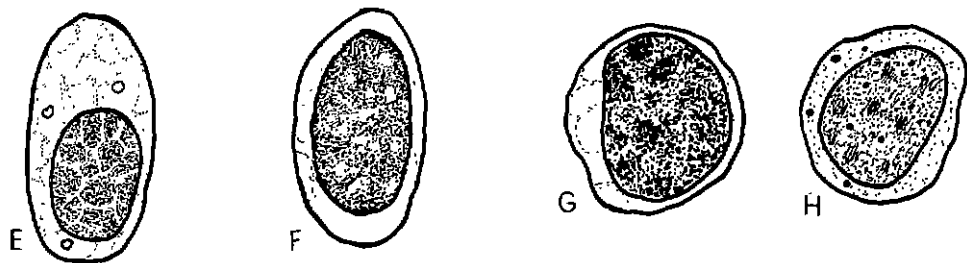
M) *Plasmodium vaughani* : 1 et 2) Jeunes trophozoïtes ; 3) Forme schizogonique ; 4) Macrogamétocyte ; 5) Microgamétocyte.

PLANCHE IX. — ÉLÉMENTS FIGURÉS DU SANG D'OISEAU *
(représentation très schématique)



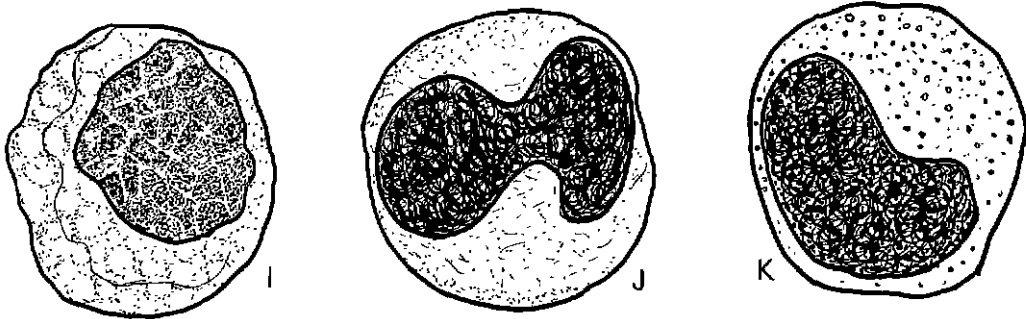
HEMATIES

ERYTHROBLASTES



THROMBOCYTES

LYMPHOCYTES

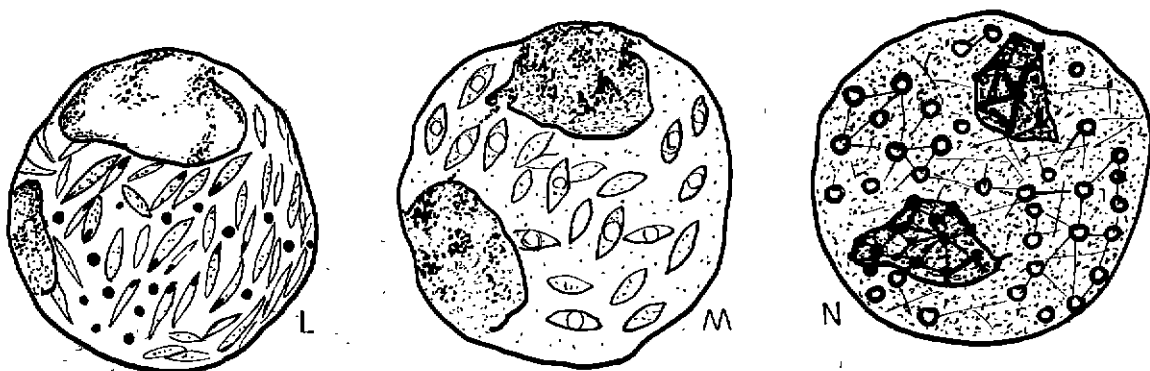


MONOCYTES

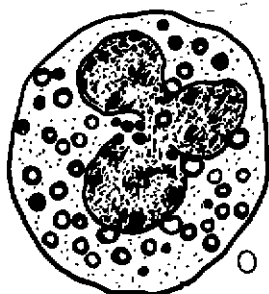
- A) Hématie normale (Cytoplasme clair avec un réticulum rose violacé.)
- B) Hématie à deux noyaux.
- C) Erythroblaste (Cytoplasme bleu ; noyau à réticulum violacé sur fond rose sale.)
- D) Erythroblaste (Cytoplasme rose très pâle ; noyau à réticulum rose franc.)
- E) Thrombocyte (Cytoplasme coloré en bleu très pâle au niveau des trabécules représentés par les pointillés, le fond est presque blanc. Noyau violacé coloré par îlots, réticulum pâle. Granulations rouges en nombre variable, souvent une seule, maximum 7 ?)
- F) Thrombocyte immature sans granulations visibles, de même couleur que le précédent.
- G) Lymphocyte (Cytoplasme bleu pâle avec un réticulum plus foncé ; noyau constitué d'îlots bleu foncé sur un fond bleu.)
- H) Lymphocyte (Cytoplasme bleu pâle, noyau rosé, l'ensemble est parsemé de granulations bleues basophiles.)
- I) Monocyte (Cytoplasme violacé, coloré surtout au niveau des trabécules. Noyau violet foncé, coloré par îlots, réticulum blanchâtre.)
- J) Monocyte (Cytoplasme bleu pâle, noyau bilobé violet plus pâle que dans le cas ci-dessus.)
- K) Monocyte (Cytoplasme parsemé de granulations azurophiles (rose violacé) sur un fond peu coloré. Noyau foncé rose-violacé.)

* L'échelle est donnée par les dimensions de l'hématie normale (A).

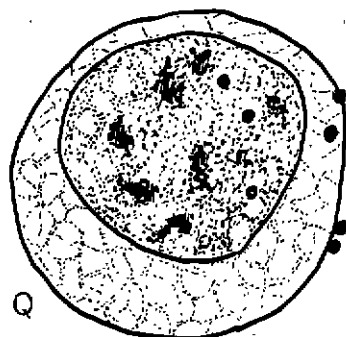
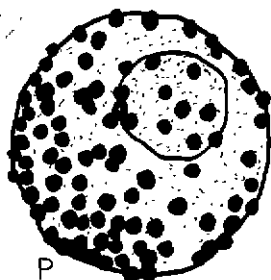
PLANCHE X. — ÉLÉMENTS FIGURÉS DU SANG D'OISEAU (suite)



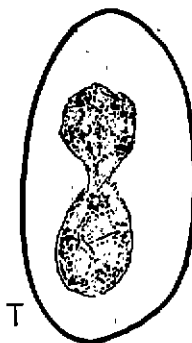
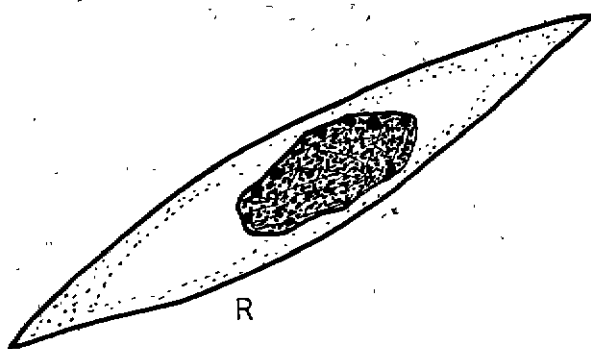
NEUTROPHILES



EOSINOPHILE



BASOPHILES



HEMATIES ANORMALES

L, M, N) Neutrophiles (Cytoplasme presque blanc, noyau violet plus ou moins foncé. Nombreuses granulations rose-rouge souvent en navette ou quelquefois sphériques à centre clair, dans ce cas elles sont reliées entre elles par un réticulum de même couleur. Les formes immatures ont un cytoplasme bleu pâle avec de volumineuses granulations violet foncé.)

O) Eosinophile (Cytoplasme très pâle avec de nombreuses granulations globuleuses orangées pouvant se superposer au noyau qui est rose-violacé.)

P) Basophile (Cytoplasme peu coloré envahi par de nombreuses granulations bleu noir pouvant recouvrir le noyau peu distinct.)

Q) Basophile (Raréfaction des granulations basophiles ; noyau rose sale ; cytoplasme coloré suivant un réticulum de la même teinte.)

R) Hématie de forme anormale en navette ; coloration normale.

S) Hématie avec segmentation longitudinale du noyau.

T) Hématie avec segmentation transversale du noyau.

PLANCHE XI. — CYCLES PARASITAIRES

